

BayCEER-online

Andreas Reuter

**Biomassebildung und Nähr-
stoffvermögen der Wurzeln in
experimentellen Grünland-
beständen mit unterschied-
licher Pflanzenart-
zusammensetzung**

Bayceer

Bayreuther Zentrum für
Ökologie und Umweltforschung

BayCEER-online

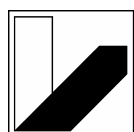
ISSN 1862-9075

BayCEER-online is the internet publication series of the University of Bayreuth, Bayreuth Center of Ecology and Environmental Research (BayCEER)

© 2006 by Bayreuth Center of Ecology and Environmental Research (BayCEER), University of Bayreuth

The use of general descriptiver names, registered names, trademarks, etc. in this publication does not imply, even in the absence of a specific statement, that such names are exempt from the relevant protective laws and regulations and therefore free for general use.

Cover design: Schlags & Schlösser Kommunikation GmbH, 95444 Bayreuth, Germany



**UNIVERSITÄT
BAYREUTH**

WorldWideWeb: <http://www.bayceer.uni-bayreuth.de>

BayCEER-online

vol 2 / 2006

Biomassebildung und Nährstoffaneignungsvermögen der Wurzeln in experimentellen Grünlandbeständen mit unterschiedlicher Pflanzenartenzusammensetzung

Dissertation

zur Erlangung des Doktorgrades

Vorgelegt der

Fakultät für Biologie, Chemie und Geowissenschaften

der Universität Bayreuth

von

Andreas Reuter

aus Bayreuth

Bayreuth, im Juni 2005

Referent: Prof. Dr. Christof Engels, Institut für Pflanzenbauwissenschaften,
Fachgebiet Pflanzenernährung, Humboldt-Universität Berlin

Die vorliegende Arbeit wurde in der Zeit von Oktober 2001 bis Juni 2005 an der Universität Bayreuth, Abteilung Agrarökologie unter Betreuung von Prof. Dr. Christof Engels angefertigt.

Promotionsgesuch eingereicht am:	29. Juni 2005
Zulassung durch die Promotionskommission:	06. Juli 2005
Wissenschaftliches Kolloquium	04. November 2005

Dekan: Prof. Dr. Carl Beierkuhnlein

Prüfungsausschuss:

Prof. Dr. Christof Engels (Erstgutachter)
PD Dr. Gregor Aas (Zweitgutachter)
Prof. Dr. Egbert Matzner (Vorsitzender)
Prof. Dr. Erwin Beck
Prof. Dr. Gerhard Gebauer

Bei der vorliegenden Fassung handelt es sich um einen genehmigten Nachdruck der am 29. Juni 2005 eingereichten Dissertation.

Meinen Eltern

in Liebe und Dankbarkeit gewidmet

Danksagung

Ich möchte mich bei allen ganz herzlich bedanken, die mir während der Anfertigung meiner Arbeit mit Rat und Tat zur Seite standen.

Ich danke besonders:

- Herrn Professor Dr. Christof Engels (Institut für Pflanzenbauwissenschaften, Humboldt-Universität Berlin) für die Überlassung des Themas, die stete Diskussionsbereitschaft und die sehr gute fachliche Betreuung während meiner Arbeit,
- Ulrike Füssel und Kai Thomas für die Mitarbeit im Projekt während der Anfertigung ihrer Diplomarbeiten,
- Herrn PD Dr. Gregor Aas für die Bereitstellung der Untersuchungsflächen im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth, den regen Gedankenaustausch und seine stete Hilfsbereitschaft während der Arbeit,
- Herrn Professor Dr. Gerhard Gebauer für die Betreuung der Diplomarbeit von Ulrike Füssel und seine stete Diskussionsbereitschaft in Fragen mit ^{15}N -Experimenten,
- meinen Kollegen aus den beiden weiteren Arbeitsgruppen des Bayreuther BIOLOG-Projekts, Guido Kossmann (Bodenökologie) sowie Carsten Neßhöver und Henry Tünte (Biogeographie) für die gute Zusammenarbeit und den regen Gedankenaustausch während allen Phasen des Projekts,
- allen studentischen Hilfskräften, die mich bei der Probennahme im Freiland sowie bei der Aufarbeitung und Analyse im Labor tatkräftig und mit vollem Einsatz unterstützen,
- insbesondere jedoch meinen „langjährigen Dauer-Hiwis“ Ulrike Füssel, Steffi Hartstein und Pia Wüst, die auch zu viel Freude bei der Arbeit beitrugen,
- Herrn Professor Dr. Gerhard Rambold und Alex Kehl für die Bereitstellung der Digitalkamera zur Anfertigung mikroskopischer Aufnahmen der VA-Mykorrhiza,
- Herrn Helmut Beran vom Umweltschutzzentrum Lindenhof für die Bereitstellung der Freiland-Untersuchungsflächen,

- Holger Beßler vom Jenaer Wurzelprojekt für die vielen Diskussionen,
- den Mitarbeitern des Ökologisch-Botanischen Gartens, insbesondere Claus Rupprich, Jürgen Franke und Stefan Leikauf, für die zuverlässige Unterstützung und Mithilfe bei anfallenden gärtnerischen Arbeiten,
- Herrn Dr. Bruno Glaser und den Technischen Assistenten der Bodenkunde für die Einweisung in die Atom-Absorptions-Spektroskopie,
- Herrn Dr. Johannes Lüers von der Abteilung für Mikrometeorologie für die Bereitstellung klimatologischer Messdaten,
- Elke Neumann vom Institut für Pflanzenernährung, Universität Hohenheim, für einige wertvolle Tipps zur Mykorrhiza-Untersuchung,
- den Mitarbeitern der Zentralen Analytik des Bayreuther Instituts für Terrestrische Ökosystemforschung (BITÖK) für die Durchführung der ^{15}N -Analysen,
- Carmen Wolfram-Wienberg vom Institut für Pflanzenbauwissenschaften, Humboldt-Universität Berlin, für die Durchführung der C/N-Analysen,
- Thorsten Glück für die hervorragende Anfertigung der Holzkisten für die Wurzelröhren-Untersuchungen,
- den Mitarbeitern der Geo-Mechanik-Werkstatt für die Anfertigung des Wurzelbohrers, der Wurzelröhren und der Minirhizotrone sowie der schnellen und zuverlässigen Hilfe bei diversen technischen Problemen,
- Guido Kossmann für das Korrekturlesen des „English Summary“,
- Dr. Annette Fuhr, Ulrike Füssel und Steffi Hartstein für das Korrekturlesen und die Kommentierung dieser Arbeit,
- und letztendlich ganz besonders meinen Eltern, die mich jederzeit mit allen Kräften unterstützten.

Die Doktorarbeit wurde im Rahmen des Projektes „Biodiversity and Global Change“ (BIOLOG) vom Bundesministerium für Bildung und Forschung (BMBF) finanziell unterstützt (FKZ 01 LC0014).

Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis.....	I
Abbildungsverzeichnis	V
Tabellenverzeichnis.....	IX
Abkürzungsverzeichnis	XIII
Formelverzeichnis	XV
Verzeichnis der verwendeten chemischen Formeln.....	XVI
1 Einleitung.....	1
2 Material und Methoden.....	12
2.1 Untersuchungsflächen.....	12
2.1.1 Freilandflächen am Lindenhof.....	12
2.1.2 Lysimeteranlage im Ökologisch-Botanischen Garten	13
2.1.2.1 Klimatologische Daten.....	13
2.1.2.2 Befüllung der Lysimeter und Etablierung der experimentellen Grünlandbestände....	15
2.1.2.3 Pflegemaßnahmen im Verlauf des Experiments	17
2.1.3 Wurzelgefäße im Ökologisch-Botanischen Garten.....	20
2.1.3.1 Befüllung der Wurzelgefäße und Etablierung der Pflanzenbestände	20
2.1.3.2 Pflegemaßnahmen im Verlauf des Experiments.....	22
2.2 Analysen von Pflanzen und Boden	22
2.2.1 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades.....	22
2.2.1.1 Einfärbung von VA-Mykorrhizastrukturen in den Wurzeln.....	22
2.2.1.2 Quantifizierung der Mykorrhizainfektion der Wurzeln	26
2.2.2 Bestimmung von Wurzelbiomasse und morphologischen Wurzelparametern	27
2.2.2.1 Auswaschen der Wurzeln.....	27
2.2.2.2 Bestimmung der Wurzellängendichte mit der Linien-Intersektions-Methode	27
2.2.2.3 Bestimmung von Frisch- und Trockenmasse der ausgewaschenen Wurzeln	27
2.2.2.4 Berechnung weiterer morphologischer Wurzelparameter	28
2.2.3 Bodenanalysen zur Bestimmung des Gehalts an Nitrat und an pflanzenverfügbarem Phosphat.....	28
2.2.3.1 Bestimmung des Gehalts an CaCl_2 -extrahierbarem Nitrat im Boden.....	28
2.2.3.2 Bestimmung des Gehalts an pflanzenverfügbarem Phosphat im Boden	29
2.2.3.3 Bestimmung des Trockensubstanzgehalts	30

2.2.3.4	Bestimmung des Gehalts an Kohlenstoff und Gesamt-Stickstoff (C/N-Gehalt)	30
2.2.4	Pflanzenanalysen zur Bestimmung der Kohlenstoff- und Mineralstoffgehalte in der Wurzel- und Sprossbiomasse	31
2.2.4.1	Nasse Veraschung durch Druckaufschluss	31
2.2.4.2	Bestimmung des Gehalts an Makro- und Mikronährelementen	31
2.2.4.3	Bestimmung des Gehalts des schweren Stickstoff-Isotops ^{15}N im Pflanzen-material	32
2.3	Untersuchung der Bestandesbiomasse an Wurzeln und der Wurzelbiomassebildung mit der <i>Ingrowth-core</i> -Methode.....	32
2.3.1	Untersuchung der Bestandesbiomasse	32
2.3.2	Untersuchung des Zuwachses an Wurzelbiomasse mit der <i>Ingrowth-core</i> -Methode.....	33
2.4	Untersuchungen zur VA-Mykorrhizierung	34
2.4.1	Untersuchung der VA-Mykorrhizierung der Wurzeln in den Lysimeterbeständen....	34
2.4.2	Untersuchung der VA-Mykorrhizierung der Wurzeln und der Nährstoffgehalte im Spross von <i>Plantago lanceolata</i>	35
2.4.3	Untersuchung der Neuinfektion von <i>Holcus lanatus</i> in den Lysimeterbeständen.....	36
2.4.3.1	Pflanzenanzucht	36
2.4.3.2	Einsetzen der Phytometer in die Lysimeterbestände	37
2.4.3.3	Probennahme.....	38
2.5	Untersuchung der Stickstoffaufnahme mit dem stabilen Isotop ^{15}N als Tracer.....	39
2.5.1	Untersuchung der Stickstoffaufnahme durch Applikation einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung	40
2.5.1.1	Bestimmung des notwendigen Anreicherungsfaktors der Calciumnitratlösung und des Zeitraums zwischen Applikation und Ernte der Sprossbiomasse	40
2.5.1.2	Applikation der Tracerlösung in den Lysimeterbeständen	41
2.5.2	Untersuchung der Stickstoff-Aufnahmekapazität zu kritischen Zeitpunkten durch Inkubation von Wurzeln in einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung	42
2.5.3	Berechnung der Menge an aufgenommenem Stickstoff.....	45
2.6	Untersuchungen zur Dynamik von Feinwurzeln	46
2.6.1	Untersuchung des Wurzelwachstums verschiedener Pflanzenarten in Monokulturen.....	46
2.6.2	Untersuchung des Wurzelwachstums in den Lysimeterbeständen mit Hilfe von Minirhizotronen	46
2.7	Statistische Auswertung und verwendete Software	48
3	Ergebnisse	49
3.1	Aufnahmefähigkeit und Retentionsvermögen der Wurzeln.....	49

3.1.1	Morphologische Wurzelparameter, die im Zusammenhang mit dem Nährstoffaneignungsvermögen und dem Retentionsvermögen stehen	49
3.1.1.1	Wurzellängendichte	49
3.1.1.2	Durchschnittlicher Wurzeldurchmesser	53
3.1.1.3	Spezifische Wurzellänge	56
3.1.1.4	Morphologische Wurzelparameter der Bestandesbiomasse an den Lysimetern	60
3.1.1.5	Morphologische Wurzelparameter an den Freiland-Untersuchungsflächen	65
3.1.2	VA-Mykorrhizierung der Wurzeln	67
3.1.2.1	VA-Mykorrhizierung der Wurzeln in den Lysimeterbeständen	67
3.1.2.2	Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die VA-Mykorrhizierung der Wurzeln und die Nährstoffgehalte im Spross von <i>Plantago lanceolata</i>	68
3.1.2.3	Neuinfektion von <i>Holcus lanatus</i> mit VA-Mykorrhizapilzen in den Lysimeterbeständen	69
3.1.3	Stickstoffaufnahmefähigkeit	71
3.1.3.1	Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Artenzusammensetzung	71
3.1.3.2	Untersuchung der Stickstoffaufnahmekapazität zu kritischen Zeitpunkten durch Inkubation von Wurzeln in einer mit ¹⁵ N angereicherten Calciumnitratlösung	79
3.2	Festlegung von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse sowie Zirkulation von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen	81
3.2.1	Biomassebildung, Bestandesbiomasse und Akkumulation von Nährstoffen in der Wurzelbiomasse	81
3.2.1.1	Biomassebildung und Bestandesbiomasse in den Lysimeterbeständen und den Freiland-Untersuchungsflächen	81
3.2.1.2	Gehalte und Akkumulation von Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse	93
3.2.2	Wurzelumsatz und Eintrag von Kohlenstoff in den Boden	100
3.2.2.1	Wurzelumsatz in den Lysimeterbeständen	100
3.2.2.2	Eintrag von Kohlenstoff in den Boden	102
3.3	Untersuchungen zur Dynamik von Feinwurzeln	105
3.3.1	Untersuchung des Wurzelwachstums verschiedener Pflanzenarten in Monokulturen	105

3.3.2	Untersuchung des Wurzelwachstums in den Lysimeterbeständen mit Hilfe von Minirhizotronen	106
4	Diskussion.....	108
4.1	Aufnahmefähigkeit und Retentionsvermögen der Wurzeln.....	108
4.1.1	Morphologische Wurzelparameter, die im Zusammenhang mit dem Nährstoffaneignungsvermögen und dem Retentionsvermögen stehen.....	108
4.1.1.1	Wurzellängendichte	110
4.1.1.2	Durchschnittlicher Wurzeldurchmesser und spezifische Wurzellänge.....	112
4.1.1.3	Beurteilung des Zusammenhangs zwischen morphologischen Wurzelparametern und dem Nährstoffaufnahmevermögen in den verschiedenen Lysimeterbeständen.....	116
4.1.1.4	Morphologische Wurzelparameter der Bestandesbiomasse und Vergleich mit den <i>Ingrowth-cores</i>	119
4.1.2	VA-Mykorrhizierung	121
4.1.3	Stickstoffaufnahmefähigkeit	129
4.1.3.1	Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Artenzusammensetzung	129
4.1.3.2	Untersuchung der Stickstoffaufnahmekapazität zu kritischen Zeitpunkten	137
4.2	Festlegung von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse sowie Zirkulation von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen	141
4.2.1	Biomassebildung, Bestandesbiomasse und Akkumulation von Nährstoffen in der Wurzelbiomasse	141
4.2.2	Wurzelumsatz, Eintrag von Kohlenstoff in den Boden und Zirkulation von mineralischen Nährelementen im Boden	146
5	Zusammenfassung.....	154
6	Summary	158
7	Literatur.....	162
8	Anhang	187

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Schematische Darstellung der Stoffaustauschprozesse (Phosphat und Kohlenhydrate) zwischen intraradikalen Pilzhypen und Wurzelrindenzellen einer VA-mycorrhizierten Pflanze	8
Abb. 2: Monatliche Niederschlagssummen und Tagesmittelwerte der Lufttemperatur in den Jahren 2002, 2003 und 2004 im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth.....	14
Abb. 3: Mittlere monatliche Bodentemperaturen in den Jahren 2002, 2003 und 2004 im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth.....	14
Abb. 4: Mittlere monatliche kurzweilige Sonneneinstrahlung in den Jahren 2002, 2003 und 2004 im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth.....	15
Abb. 5: Lysimeteranlage im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth (September 2003).....	15
Abb. 6: Schematische Darstellung eines Lysimeterplots.....	16
Abb. 7: Schematische Abbildung der Wurzelgefäße.....	20
Abb. 8: Aufbau des Gefäßversuchs im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth (Mai 2002).....	21
Abb. 9: Beschädigte Wurzeln von <i>Plantago lanceolata</i> nach dem Anfärben mit Trypanblau.....	24
Abb. 10: Mit Trypanblau angefärbte <i>Plantago lanceolata</i> -Wurzeln mit und ohne VAM-Strukturen.....	25
Abb. 11: Schematische Darstellung von VAM-Pilzstrukturen (Arbuskel, Vesikel, Hyphen und Sporen).....	26
Abb. 12: Habitus einer <i>Plantago lanceolata</i> -Pflanze aus den Lysimeterbeständen.....	35
Abb. 13: Schematische Darstellung einer in die Lysimeterbestände eingebrachten Plexiglasröhre mit eingepflanztem Phytometer.....	38
Abb. 14: In die Lysimeterbestände eingebrachte Phytometer (Mai 2003).....	38
Abb. 15: Schematische Darstellung der Applikationsstellen für die mit ¹⁵ N angereicherte Calciumnitratlösung und Flächen für die Ernte der Sprossbiomasse in einem Lysimeterplot.....	42
Abb. 16: Minirhizotron-Untersuchungen: Fotografie und schematische Darstellung.....	47

Abb. 17: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Wurzellängendichte in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachsperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003.....	50
Abb. 18: Einfluss der Zuwachsperiode auf die Abnahme der Wurzellängendichte mit zunehmender Bodentiefe in den Lysimeterbeständen.....	51
Abb. 19: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Wurzellängendichte in den Lysimeterbeständen.....	52
Abb. 20: Einfluss der Bodentiefe auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser in den Lysimeterbeständen.....	54
Abb. 21: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachsperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003.....	54
Abb. 22: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser in den Lysimeterbeständen.....	55
Abb. 23: Einfluss von Bodentiefe und Zuwachsperiode auf die spezifische Wurzellänge in den Lysimeterbeständen.....	57
Abb. 24: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die spezifische Wurzellänge in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachsperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003.....	58
Abb. 25: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die spezifische Wurzellänge in den Lysimeterbeständen.....	59
Abb. 26: Einfluss von Jahreszeit und Bodentiefe auf die spezifische Wurzellänge in den Lysimeterbeständen in den Jahren 2002 und 2003.....	60
Abb. 27: Vergleich der Wurzellängendichten der Bestandesbiomasse 2002 und 2004 in den Lysimeterbeständen.....	61
Abb. 28: Vergleich der Wurzellängendichte von Bestandesbiomasse und neugebildeter Biomasse in den Lysimeterbeständen.....	62
Abb. 29: Vergleich des durchschnittlichen Wurzeldurchmessers der Bestandesbiomasse 2002 und 2004 in den Lysimeterbeständen.....	63
Abb. 30: Vergleich der spezifischen Wurzellänge der Bestandesbiomasse 2002 und 2004 in den Lysimeterbeständen.....	63
Abb. 31: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Wurzellängendichte, den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser und die spezifische Wurzellänge der Bestandesbiomasse in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zeitpunkten März 2002 und Juni 2004.....	64

Abb. 32: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den einzelnen Lysimeterbeständen.....	67
Abb. 33: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der Phytometer in den einzelnen Lysimeterbeständen.....	70
Abb. 34: Abnahme der Wurzellängendichte und der Stickstoffaufnahme mit zunehmender Bodentiefe.....	73
Abb. 35: Spezifische Stickstoffaufnahme der unterschiedlichen Lysimeterbestände bei einer Applikationstiefe von 15 cm, 40 cm und 60 cm.....	73
Abb. 36: Relative Konkurrenzkraft bezüglich der Stickstoffaufnahme (Verhältnis aus gemessener Stickstoffaufnahme und erwarteter Stickstoffaufnahme) in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung und der Bodentiefe.....	76
Abb. 37: Relative Stickstoffaufnahme von <i>H. lanatus</i> , <i>A. elatius</i> , <i>G. pratense</i> , <i>P. lanceolata</i> , <i>T. officinale</i> und <i>R. acris</i> aus verschiedenen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung.....	78
Abb. 38: Einfluss von Bestandeszusammensetzung und Untersuchungszeitpunkt auf die Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse.....	80
Abb. 39: Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse zu verschiedenen Zeitpunkten bei den einzelnen Varianten.....	80
Abb. 40: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Bildung pflanzlicher Biomasse in den Zuwachperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003 in den verschiedenen Lysimeterbeständen.....	83
Abb. 41: Prozentualer Anteil der einzelnen Pflanzenarten an der Sprossbiomasse in den Zuwachperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003 in den verschiedenen Lysimeterbeständen.....	84
Abb. 42: Kumulative Verteilung der Wurzelbiomasse als Funktion der Bodentiefe.....	86
Abb. 43: Kumulative Verteilung der Wurzelbiomassebildung als Funktion der Bodentiefe in den Zeiträumen Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003.....	87
Abb. 44: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Verteilung der Wurzeltrockenmasse auf die unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003.....	88
Abb. 45: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Wurzeltrockenmasse zu den Zeitpunkten März 2002 und Juni 2004.....	89

Abb. 46: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Verteilung der Wurzel-trockenmasse in den unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zeitpunkten März 2002 und Juni 2004 und für die Zuwachsperioden 2002 und 2003.....	90
Abb. 47: Kumulative Verteilung der Bestandes-Wurzelbiomasse zu den Zeitpunkten März 2002 und Juni 2004 und der durchschnittlichen Wurzelbiomassebil-dung als Funktion der Bodentiefe.....	91
Abb. 48: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Akkumulation von Stickstoff, Phosphor, Kalium, Calcium und Magnesium in der Wurzelbio-masse zu den Zuwachsperioden Frühling 2002, Sommer 2002, Frühling 2003 und Sommer 2003.....	99
Abb. 49: Einfluss von Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung auf den Wurzel-umsatz in den verschiedenen Lysimeterbeständen.....	102
Abb. 50: Einfluss von Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung auf die Kohlen-stoff-Akkumulation im Boden, den Kohlenstoff-Eintrag durch Wurzelstreu und die Differenz zwischen C-Akkumulation und Eintrag durch Wurzelstreu.....	104
Abb. 51: Kumulative Wurzellängendichte in 40-50 cm Bodentiefe verschiedener Pflanzenarten in Monokultur im Verlauf des Frühlings und Frühsommers 2003.....	106
Abb. 52: Kumulative Wurzellängendichte in den verschiedenen Lysimeterbeständen im Verlauf des Frühlings und Sommers 2003 in 30 und 50 cm Bodentiefe.....	107
Abb. 53: Beziehung zwischen dem Anteil von <i>H. lanatus</i> an der Sprossbiomasse und dem Wurzeldurchmesser sowie der spezifischen Wurzellänge.....	113
Abb. 54: Beziehung zwischen dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der Lysime-terbestände und der Wurzellängendichte in den <i>Ingrowth-cores</i> sowie dem Phosphorgehalt in der Sprossbiomasse.....	122
Abb. 55: Beziehung zwischen den Anteilen mykorrhizierter Wurzellänge der Lysime-terbestände und der Phytometer.....	125
Abb. 56: Wurzelsysteme von <i>Anthoxanthum odoratum</i> , <i>Alopecurus pratensis</i> , <i>Arrhe-natherum elatius</i> und <i>Holcus lanatus</i>	135
Abb. 57: Wurzelsysteme von <i>Geranium pratense</i> , <i>Plantago lanceolata</i> , <i>Taraxacum officinale</i> und <i>Ranunculus acris</i>	136
Abb. 58: Beziehung zwischen Wurzelumsatz und Wurzeldurchmesser sowie Wurzel-umsatz und dem Grasanteil in der Sprossbiomasse für den gesamten Zeit-raum der Untersuchungen (2001-2004) und für den Zeitraum 2003-2004.....	147

Tabellenverzeichnis

Tab. 1:	Physikalische und chemische Bodenkenndaten des in die Lysimeter eingefüllten Substrats.....	16
Tab. 2:	Pflanzenarten und funktionelle Typen der experimentellen Grünlandbestände in den Lysimetern.....	17
Tab. 3:	Zusammensetzung der in den Lysimetern etablierten experimentellen Grünlandbeständen.....	17
Tab. 4:	Zeitpunkte der Kompensationsdüngungen der Lysimeterbestände und zugeführte Mengen an Stickstoff, Phosphor, Kalium, Magnesium, Schwefel, Bor und Zink.....	19
Tab. 5:	Eintrag von Stickstoff (NH_4^+ , NO_3^- und DON), Kalium, Magnesium, Calcium und Kohlenstoff (HCO_3^- und DOC) mit dem Gießwasser in die Lysimeterbestände.....	19
Tab. 6:	Eintrag von Stickstoff (NH_4^+ , NO_3^- und DON), Kalium, Magnesium, Calcium und Kohlenstoff (HCO_3^- und DOC) durch den Niederschlag in die Lysimeterbestände.....	20
Tab. 7:	Vergleich der Anfärbemethoden nach PHILLIPS & HAYMAN (1970) sowie BRUNDRETT ET AL. (1984) (Standardmethode) und der in dieser Arbeit modifizierten Methode.....	23
Tab. 8:	Kriterienkatalog zur Identifizierung von VA-Mykorrhizastrukturen in den mit Trypanblau angefärbten Wurzeln.....	26
Tab. 9:	Gehalt an CaCl_2 -extrahierbarem Nitrat im Boden der verschiedenen Lysimeterbestände im Februar und im April 2004.....	29
Tab. 10:	Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat (P_{CAL}) im Boden der verschiedenen Lysimeterbestände in unterschiedlichen Tiefen (0-10 cm und 10-25 cm) im Juni und im September 2003.....	30
Tab. 11:	Zusammensetzung der Nährlösung (pH 5,5-6,5) zur sterilen Anzucht von <i>P. lanceolata</i> und <i>H. lanatus</i>	37
Tab. 12:	Schema zur Applikation einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung zur Bestimmung des notwendigen Anreicherungsfaktors und des Zeitraums zwischen Applikation und Ernte der Sprossbiomasse.....	40
Tab. 13:	Zeitpunkte zur Untersuchung der Stickstoff-Aufnahmekapazität von Wurzeln durch Inkubation in einer mit ^{15}N angereicherte Calciumnitratlösung sowie Bodentemperatur in 10 cm Tiefe, Nitrat-Gehalt im Boden und mittlere Tagestemperatur (2 m Höhe).....	43

Tab. 14: Versuchsschema zur Differenzierung zwischen apoplastischer Adsorption und Aufnahme von Nitrat durch Membrantransport in den Symplasten.....	44
Tab. 15: Anreicherung und Gehalt an ^{15}N in der Wurzeltrockenmasse sowie Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse nach Inkubation in 0,5 mM Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N) bei 25 °C und anschließender unterschiedlicher Anzahl von Waschschritten mit ^{15}N -freier 5 mM $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ -Lösung.....	44
Tab. 16: Anreicherung und Gehalt an ^{15}N in der Wurzeltrockenmasse sowie Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse nach Inkubation in 0,5 mM Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N) bei 25 °C, 0 °C bzw. 80 °C.....	45
Tab. 17: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung von Wurzellängendichte, durchschnittlichem Wurzeldurchmesser und spezifischer Wurzellänge aus den <i>Ingrowth-cores</i> in den Lysimeterbeständen.....	53
Tab. 18: Ergebnisse der dreifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung von Wurzellängendichte, Wurzeldurchmesser und spezifischer Wurzellänge in der Bestandesbiomasse der Lysimeterbestände.....	65
Tab. 19: Wurzellängendichte, durchschnittlicher Wurzeldurchmesser und spezifische Wurzellänge in der Bestandesbiomasse Juni 2002 und in der zwischen Juni und September 2002 zugewachsenen Biomasse der Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof.....	66
Tab. 20: Ergebnisse der t-Tests zur statistischen Auswertung von Wurzellängendichte, Wurzeldurchmesser und spezifischer Wurzellänge an den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof.....	66
Tab. 21: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf Sprosstrockenmasse, Mykorrhizainfektion und Gehalte an mineralischen Nährelementen in der Sprosstrockenmasse von <i>P. lanceolata</i>	68
Tab. 22: Sprosstrockenmasse, Wurzelfrischmasse sowie Gehalte an Phosphor, Kupfer und Zink in der Sprosstrockenmasse der Phytometerpflanzen in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung.....	70
Tab. 23: Biomasse und Stickstoffaufnahme der im Radius von 10 cm um die Tracer-Applikationstellen geernteten Sprosse.....	72
Tab. 24: Ergebnisse der Kruskal-Wallis-ANOVA zum Vergleich der Stickstoffaufnahme zwischen den einzelnen Bodentiefen innerhalb der einzelnen Bestände.....	74
Tab. 25: Ergebnisse der einfaktoriellen ANOVA zum Vergleich der Stickstoffaufnahme und der Sprossbiomassen zwischen den einzelnen Lysimeterbeständen innerhalb der drei Applikationstiefen.....	74

Tab. 26: Ergebnisse der zweifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der Stickstoffaufnahme...	80
Tab. 27: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die jährliche pflanzliche Biomassebildung in den Lysimeterbeständen...	82
Tab. 28: Einfluss von Jahreszeit und Bestandeszusammensetzung auf das Wurzel-Spross-Verhältnis in den Lysimeterbeständen...	85
Tab. 29: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der pflanzlichen Biomassebildung in den Lysimeterbeständen...	85
Tab. 30: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der vertikalen Verteilung der Wurzelbiomassebildung im Boden der Lysimeter...	86
Tab. 31: Ergebnisse der zweifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der Bestandes-Wurzelbiomasse von März 2002 und Juni 2004...	89
Tab. 32: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der vertikalen Verteilung der Bestandes-Wurzelbiomasse im März 2002 und Juni 2004...	91
Tab. 33: Bestandesbiomasse an Wurzeln im Juni 2002 und Wurzelbiomassebildung zwischen Juni und September 2002 in den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof...	92
Tab. 34: Durchschnittliche Gehalte an Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen in der Wurzel- und Sprosstrockenmasse der Lysimeterbestände...	93
Tab. 35: Gehalte an Kohlenstoff, Stickstoff, Phosphor, Kalium, Magnesium und Calcium in der zugewachsenen Wurzelbiomasse der Lysimeterbestände...	94
Tab. 36: Ergebnisse der dreifaktoriellen Varianzanalysen zur statistischen Analyse der Kohlenstoff- und Mineralstoffgehalte in der Wurzelbiomasse der Lysimeterbestände...	95
Tab. 37: Ergebnisse der einfaktoriellen und zweifaktoriellen Varianzanalysen zur statistischen Analyse der Mineralstoffakkumulation in der Wurzelbiomasse der Lysimeterbestände...	100
Tab. 38: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die jährliche Wurzelbiomassebildung, die Bestandesbiomasse Juni 2004 und den jährlichen Wurzelumsatz...	101
Tab. 39: Menge an Kohlenstoff im Boden der Lysimeterbestände vor Beginn des Experiments (Juni 2001) und nach Abschluss des Experiments (Juni 2004) sowie Akkumulation und Eintrag an Kohlenstoff in den Boden während der Zeitdauer des Experiments...	103

Tab. 40: Ergebnisse der zweifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung von Kohlenstoffakkumulation im Boden und Kohlenstoffeintrag in den Boden durch Wurzelstreu.....	105
Tab. 41: Einfluss von Bestandeszusammensetzung und Bodentiefe auf die durchschnittliche Distanz zwischen zwei Wurzeln, den Radius der Verarmungszone an Nitrat bzw. Phosphat im Boden und das spezifische Bodenvolumen, das für den Antransport von Nitrat bzw. Phosphat durch Diffusion zur Wurzeloberfläche zur Verfügung steht.....	117
Tab. 42: Korrelationsanalysen (Korrelation nach Pearson) zur Untersuchung des Einflusses verschiedener physikochemischer Bodenkenndaten auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den Lysimeterbeständen.....	123
Tab. 43: Vergleich des C-Eintrags in den Boden durch Wurzelstreu bei Berechnung über die Differenz aus Biomassebildung und Bestandesbiomasse und Berechnung über den Wurzelumsatz.....	152

Abkürzungsverzeichnis

AAS	Atomabsorptionsspektroskopie
Abb.	Abbildung
ADP	Adenosindiphosphat
ANOVA	Analysis of Variance (Varianzanalyse)
ATP	Adenosintriphosphat
at. %	Atomprozent
BIODEPTH	Biodiversity and Ecosystem Processes in Terrestrial Herbaceous Eco-systems
BIOLOG	Biodiversität und Globaler Wandel
BMBF	Bundesministerium für Bildung und Forschung
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
CAL	Calcium-Acetat-Lactat
DOC	<i>dissolved organic carbon</i> (gelöster organischer Kohlenstoff im Boden)
DON	<i>dissolved organic nitrogen</i> (gelöster organischer Stickstoff im Boden)
eH	extraradikale Hyphen
F	Prüfgröße des F-Tests
FG	Freiheitsgrad bei statistischen Tests
H	Prüfgröße des H-Tests
HATS	High Affinity Transport System
Hrsg.	Herausgeber
iH	intraradikale Hyphen
Kap.	Kapitel
konz.	konzentriert
LATS	Low Affinity Transport System
LSD-Test	Least Significance Difference-Test
MD	Mycorrhizal Dependency
mind.	mindestens
n	Umfang einer Stichprobe
N	Grundgesamtheit (Summe der Umfänge aller Stichproben (Σn))
NN	Normal-Null (= Höhe über dem Meeresspiegel)
ÖBG	Ökologisch-Botanischer Garten

p	Signifikanzniveau bei statistischen Tests
p. a.	pro analysi (zur Analyse)
pers.	persönlich
ppm	<i>parts per million</i> (Teilchen pro Million)
Ri	Wurzelrinde
rpm	<i>rotations per minute</i> (Umdrehungen pro Minute)
SWL	spezifische Wurzellänge
t	Prüfgröße des t-Tests
Tab.	Tabelle
TDR	Time Domain Reflectometry
TM	Trockenmasse
TTC	2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid
u. a.	unter anderem
UV	ultraviolett
V	Variante (Pflanzenbestand in den Lysimetern)
v. a.	vor allem
VA	vesiculär-arbusculär
VAM	vesiculär-arbusculäre Mykorrhiza
Ve	Vesikel
vgl.	vergleiche
VIS	visuell
vs.	versus
WD	durchschnittlicher Wurzeldurchmesser
WFM	Wurzelfrischmasse
WLD	Wurzellängendichte
z. B.	zum Beispiel
Ze	Zentralzylinder

Formelverzeichnis

Zeichen	Einheit	Benennung
a	mm	Mittlerer Abstand zwischen zwei Wurzeln
A	at. %	^{15}N -Gehalt in der Kontrolle vor der Inkubation
A'	at. %	^{15}N -Gehalt in der untersuchten Pflanze nach der Inkubation
β		Tiefenkoeffizient nach GALE & GRIGAL (1987)
c	M	Konzentration
D_b	m^2s^{-1}	Diffusionskoeffizient eines Nährstoffs im Boden
Δx	mm	Diffusionsstrecke eines Nährstoffs im Boden
f		Anreicherungsfaktor der Tracerlösung
m	kg	Masse
m/v	g cm^{-3}	Verhältnis Masse zu Volumen
N	$\mu\text{mol (g} \times \text{h)}^{-1}$	Stickstoffaufnahme rate
N_{con}	$\mu\text{mol g}^{-1}$	Stickstoff-Gesamtkonzentration
pH		pH-Wert
r_v	mm	Radius der Verarmungszone für Nährstoffe im Boden
s	m	Weg
SWL	m g^{-1}	Spezifische Wurzellänge
t	h	Zeit
TM	g	Trockenmasse
V	l	Volumen
V_s	$\text{cm}^3 \text{ cm}^{-2}$	Spezifisches Bodenvolumen
v/v		Volumenverhältnis
WD	mm	Durchschnittlicher Wurzeldurchmesser
WFM	g	Wurzelfrischmasse
WLD	cm cm^{-3}	Wurzellängendichte
WTM	g	Wurzeltrockenmasse
Y		Kumulativer Wurzelanteil nach GALE & GRIGAL (1987)

Verzeichnis der verwendeten chemischen Formeln

C	Kohlenstoff
Ca	Calcium
CaCl ₂	Calciumchlorid
Ca(NO ₃) ₂	Calciumnitrat
Cu	Kupfer
CuCl ₂	Kupferchlorid
Fe-EDTA	Eisen-Ethylendiamintetraacetat
H ⁺	Wasserstoffion (Proton)
H ₃ BO ₃	Borsäure
K	Kalium
KH ₂ PO ₄	Kaliumdihydrogenphosphat
KOH	Kaliumhydroxid
K ₂ SO ₄	Kaliumsulfat
Mg	Magnesium
Mg(NO ₃) ₂	Magnesiumnitrat
MnSO ₄	Mangansulfat
N	Stickstoff
¹⁵ N	schweres Stickstoffisotop (Massenzahl 15)
NH ₄ ⁺	Ammonium-Ion
(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₇	Ammoniumheptamolybdat
N _{min}	mineralischer Stickstoff im Boden (Nitrat und Ammonium)
NO ₃ ⁻	Nitrat
P	Phosphor
P ₂ O ₅	Phosphorpentoxid
P _i	Orthophosphat
Zn	Zink
ZnSO ₄	Zinksulfat

1 Einleitung

Seit Beginn der siebziger Jahre des letzten Jahrhunderts wird eine rege Diskussion über den Rückgang von Arten in fast allen Ökosystemen der Erde geführt. Nach SALA ET AL. (2000) führen in erster Linie Landnutzungsänderungen zu diesem massiven Biodiversitätsverlust¹; für den Rückgang von Arten sind aber auch der Klimawandel, eine erhöhte atmosphärische Stickstoffdeposition und neu in einem Gebiet eingebürgerte Organismen (so genannte Neobiota) verantwortlich zu machen.

In Mitteleuropa führte vor allem die Intensivierung der Landwirtschaft (Optimierung produktionstechnischer Maßnahmen wie z. B. Düngung, Einsatz von Pestiziden sowie Be- und Entwässerung) zu einem drastischen Artenverlust (ELLENBERG JUN., 1992; MARRIOTT ET AL., 2002; OPITZ VON BOBERFELD, 1994; SCHULZE & GERSTBERGER, 1993).

Besonders betroffen war Grünland, das in Mitteleuropa eine der wichtigsten Landnutzungsformen darstellt. Nach WEISSBACH & GORDON (1992) werden in West- und Nordeuropa 50-60 % der landwirtschaftlich genutzten Fläche als Grünland bewirtschaftet, in Mittel- und Südeuropa 35-40 %. Das Statistische Bundesamt gibt für Deutschland einen Anteil von 29 % für das Jahr 2004 an (<http://www.destatis.de>). Global gesehen bedeckt Grünland ca. 20 % der Bodenoberfläche (PARTON ET AL., 1995) und enthält ca. 10 % des weltweit im Boden gespeicherten Kohlenstoffs (ESWARAN ET AL., 1993).

In den siebziger und achtziger Jahren des vorigen Jahrhunderts wurde die Diskussion über die Artenverarmung vor allem unter ethisch-moralischen Gesichtspunkten geführt. Seit den neunziger Jahren mehrten sich jedoch Hinweise, dass der Verlust von Arten einen Einfluss auf zahlreiche Vorgänge in Ökosystemen hat und damit auch menschliche Lebensgrundlagen berührt (CHAPIN ET AL., 2000; LAWTON, 1994; TILMAN ET AL., 1996; TILMAN ET AL., 1997).

Vorgänge in Ökosystemen werden je nach Sichtweise als „Ökosystemprozesse“ (ODUM, 1993), „biogeochemische Prozesse“ (SCHLESINGER, 1991), „Ökosystemfunktionen“ (SCHULZE & MOONEY, 1993) oder „Serviceleistungen“ (DAILY, 1997; EHRLICH & WILSON, 1991) bezeichnet. Letztere Bezeichnung betont die Bedeutung der funktionellen Ökosystemeigenschaften für die menschliche Gesellschaft. Als Beispiele für Ökosystemfunktionen bzw. Serviceleistungen seien die Produktion von Biomasse, das Retentionsvermögen von Nährstoffen und die Speicherung von Kohlenstoff genannt (z. B. SCHULZE ET AL., 2002; WHITEHEAD, 1995).

¹ Als „Biodiversität“ wird im Folgenden die Artenvielfalt (Anzahl an Arten) in einem Habitat bezeichnet.

In zahlreichen experimentellen Ansätzen wurde in den neunziger Jahren des letzten Jahrhunderts der Zusammenhang zwischen Biodiversität und Ökosystemfunktionen untersucht (z. B. HECTOR ET AL., 1999; LAWTON, 1994; NAEEM ET AL., 1994; TILMAN ET AL., 1996). Viele Arbeiten führten dabei zu widersprüchlichen Ergebnissen. Bei Untersuchungen an experimentellen Grünlandflächen in acht europäischen Ländern (BIODEPTH-Projekt = *Biodiversity and Ecosystem Processes in Terrestrial Herbaceous Ecosystems*) wurde beispielsweise im Mittel eine positive Korrelation zwischen der Pflanzenartenanzahl und der Produktivität gefunden; das Verhalten war jedoch nicht in allen Ländern einheitlich (HECTOR ET AL., 1999). Als ein wichtiges Resultat des BIODEPTH-Experimentes stellte sich heraus, dass die Identität der funktionellen Eigenschaften von Pflanzenarten (d. h. die Zugehörigkeit zu einer bestimmten „funktionellen Gruppe“) einen größeren Einfluss auf Ökosystemfunktionen hat als die Anzahl der funktionellen Eigenschaften oder die Anzahl der Arten *per se* (SCHERER-LORENZEN, 1999; SCHERER-LORENZEN ET AL., 2003). Beispielsweise zeigte SCHERER-LORENZEN (1999), dass die Präsenz von Stickstoff fixierenden Pflanzen (Leguminosen) einen größeren Einfluss auf die Produktivität eines Bestandes hat als die Artenvielfalt an sich. Solche Arten, welche die Rahmenbedingungen eines Systems dahin gehend ändern, dass ein neuer Systemzustand erreicht wird, werden nach JONES ET AL. (1994) als *Ecosystem Engineers* bezeichnet. Die Gegenwart besonders produktiver Arten in einem Bestand führt zu einer höheren Biomassebildung (Konzept der Schlüsselarten (*Keystone Species*) nach BOND (1993)). Auch weitere neuere Arbeiten kommen zu dem Ergebnis, dass der Effekt von Biodiversität auf Ökosystemfunktionen auf funktionelle Eigenschaften einzelner Arten sowie auf deren Interaktionen zurückgeführt werden kann und weniger auf die Anzahl der Arten an sich (CHAPIN ET AL., 2000; DIAZ & CABIDO, 2001; LOREAU, 2000).

Zu einer funktionellen Gruppe (*Plant Functional Type*; KÖRNER, 1993; SMITH ET AL., 1997) lassen sich Pflanzenarten mit ähnlichen Eigenschaften zusammenfassen. Klassifikationskriterien sind u. a. physiologische (z. B. C₃- und C₄-Pflanzen) und morphologische Aspekte (z. B. Gräser und Kräuter, homorrhizes und allorrhizes Wurzelsystem), die Phänologie oder die Form der Verbreitung. Bei der Einteilung muss jedoch bedacht werden, dass unterschiedliche Pflanzenarten auf biotische und abiotische Einflussfaktoren mit einer jeweils artspezifischen morphologischen und physiologischen Plastizität reagieren. Eine einheitliche, allgemeingültige Klassifizierung ist nicht möglich und hängt von der jeweiligen zu untersuchenden Fragestellung ab. In den meisten Grünlandstudien werden die Pflanzenarten den funktionellen Gruppen „Gräser“, „Leguminosen“ und „andere Kräuter“ zugeteilt (DIEMER ET AL., 1997).

Besonderes Augenmerk auf die Rolle einzelner Arten wurde im Forschungsprojekt „Biodiversität und Ökosystemfunktionen in Grünlandbeständen“ der Universität Bayreuth gelegt, einem Teilprojekt des vom BMBF (Bundesministerium für Bildung und Forschung) geförderten Programms „Biodiversität und globaler Wandel (BIOLOG)“. In diesem Teilprojekt waren verschiedene Arbeitsgruppen der Universität Bayreuth involviert. Die Biogeografie und der Ökologisch-Botanische Garten untersuchten die Bestandesstruktur und die Produktivität der oberirdischen Biomasse von experimentellen Grünlandbeständen unterschiedlicher Artenzusammensetzung. Die Bodenökologie analysierte verschiedene Bodenparameter und Mineralstoffbilanzen. In der vorliegenden Arbeit (Abteilung Agrarökologie) wurden Untersuchungen an Wurzeln durchgeführt.

Wurzeln spielen – neben ihrer Funktion als Organ zur Wasser- und Nährsalzaufnahme – eine außerordentlich wichtige Rolle für biogeochemische Kreisläufe und somit für das Bodenleben in Grünland-Ökosystemen (HOOKER ET AL., 2000). Nach JACKSON ET AL. (1997) beträgt der Anteil von Feinwurzeln an der pflanzlichen Biomasse in temperaten Grünländern bis zu 80 %. Bei einem mittleren Kohlenstoffgehalt von 48,8 % (JACKSON ET AL., 1997) und Umsatzraten von $0,5\text{--}1,0\text{ a}^{-1}$ (GILL & JACKSON, 2000) stellen Wurzeln eine wichtige Senke für Kohlenstoff dar und sind neben oberirdischer Streu die bedeutendste Eintragsquelle für Kohlenstoff in den Boden (RAICH & NADELHOFFER, 1989). JACKSON ET AL. (1997) geben – global betrachtet – eine Kohlenstoff-Menge von $38,1 \times 10^{15}\text{ g}$ in Feinwurzeln an; damit liegt der Anteil von Feinwurzeln am gesamten atmosphärischen Kohlenstoff-Pool ($720 \times 10^{15}\text{ g}$; SCHLESINGER, 1991) bei 5 %. Nach CANNELL ET AL. (1992) ist die Gesamtmenge von im Boden gespeicherter Kohlenstoff $1500 \times 10^{15}\text{ g}$. Die Rolle von Wurzeln bei internen Mineralstoffkreisläufen im Boden (Aufnahme durch Wurzeln aus dem Boden und Abgabe durch abgestorbene Wurzeln) wird am Beispiel von Stickstoff deutlich. Nach JACKSON ET AL. (1997) sind in der gesamten Feinwurzelbiomasse temperater Grünländer ($13,6 \times 10^{15}\text{ g}$) insgesamt $159 \times 10^{12}\text{ g}$ Stickstoff gespeichert, rund ein Siebtel (ca. 14 %) der in der gesamten Phytomasse enthaltenen Menge (SCHLESINGER, 1991).

In der vorliegenden Arbeit wurden daher Wurzeleigenschaften analysiert, die im Zusammenhang mit der Aufnahme mineralischer Nährelemente stehen. Des Weiteren wurden Untersuchungen zur Wurzelbiomassebildung, zum Wurzelumsatz und zum Eintrag von Kohlenstoff in den Boden durch abgestorbene Wurzeln durchgeführt.

Die Nährstoffaufnahme von Pflanzen wird zum einen durch die Verfügbarkeit des betreffenden Nährstoffes im Boden, zum anderen durch das Aufnahmevermögen der Pflanze bestimmt.

Die Nährstoffverfügbarkeit und somit der Antransport von Nährstoffen zur Wurzeloberfläche durch Diffusion und Massenfluss hängt vom Nährstoffvorrat im Boden (Quantitätsgröße), von der Konzentration des betreffenden Stoffes in der Bodenlösung (Intensitätsgröße) und der Rate der Nährstoffnachlieferung aus dem verfügbaren Vorrat ab (MARSCHNER, 1995; SCHACHTSCHABEL ET AL., 1998). Durch Abgabe von beispielsweise Protonen und verschiedenen niedermolekularen organischen Verbindungen (Wurzelexsudaten) können Pflanzen aktiv die Verfügbarkeit von v. a. wenig bodenmobilen Nährstoffen wie Phosphat (GERKE ET AL., 2000; JONES ET AL., 2003; MARSCHNER, 1995; NEUMANN & RÖMHELD, 1999), Eisen (JONES, 1998; MA & NOMOTO, 1996; MARSCHNER, 1993; SCHMIDT, 2003), Zink (CAKMAK ET AL., 1998; WALTER ET AL., 1994) oder Kupfer (GRIES ET AL., 1998) erhöhen. Auch bodenlebende Mikroorganismen beeinflussen durch Abgabe verschiedener Substanzen die Nährstoffverfügbarkeit im Boden (MARSCHNER, 1995).

Das Aufnahmevermögen der Pflanze ist abhängig von morphologischen Eigenschaften der Wurzeln (z. B. Wurzellängendichte und Wurzeldurchmesser), anatomischen Eigenschaften (z. B. Beeinflussung des apoplastischen Transports durch Einlagerung hydrophober Substanzen in die Zellwände) und physiologischen Charakteristika (z. B. Aktivität der Aufnahmesysteme) (BULJOVICIC & ENGELS, 2001). Außerdem spielt die unterschiedliche räumliche und zeitliche Verteilung der Wurzelaktivität im Boden eine entscheidende Rolle.

Die Wurzellängendichte (WLD; Wurzellänge pro Volumeneinheit Boden) beeinflusst die Größe der Austauschfläche zwischen Boden und Wurzeln. Pflanzen mit hoher WLD können Nährstoffe im Boden besser räumlich erschließen als Pflanzen mit niedriger WLD (CLAASSEN & STEINGROBE, 1999). Eine hohe WLD ist insbesondere zur räumlichen Erschließung von wenig bodenmobilen Nährstoffen notwendig, die im Boden in erster Linie durch Diffusion und nicht durch Massenfluss transportiert werden (BARBER, 1995). Hohe Wurzellängendichten in einem aus mehreren Arten zusammengesetzten Pflanzenbestand bedeuten aber auch eine hohe interspezifische Konkurrenz um bodenbürtige Ressourcen aufgrund einer Überlappung der Verarmungszonen und verminderter Beweglichkeit der Nährstoffe durch geringere Bodenfeuchtigkeit (VAN NOORDWIJK & CADISCH, 2002). Der Wurzeldurchmesser (WD) beeinflusst den Antransport von Nährstoffen durch Diffusion zur Wurzeloberfläche; mit sinkendem WD steigt das Bodenvolumen, das pro Einheit Wurzeloberfläche zum Antransport von

Nährstoffen durch Diffusion beiträgt (CLAASSEN & STEINGROBE, 1999). Die spezifische Wurzellänge (SWL; Wurzellänge pro Wurzeltrockenmasse) ist ein Maß für die Höhe der „Investitionskosten“ an Assimilaten für die Erschließung des Bodenraumes.

Zwischen verschiedenen Pflanzenarten bestehen erhebliche Unterschiede in diesen morphologischen Wurzeleigenschaften (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992). Gräser mit einem homorrhizen Wurzelsystem besitzen i. d. R. höhere Wurzellängendichten, geringere durchschnittliche Wurzeldurchmesser und höhere spezifische Wurzellängen als dikotyle Kräuter mit einem allorrhizen Wurzelsystem. Auch die artspezifische Tiefenverteilung der Wurzeln bewirkt ein unterschiedliches Konkurrenzverhalten von koexistierenden Pflanzenarten in einem Bestand. So besitzt z. B. *Geranium pratense* (Wiesen-Storchnabel) einen hohen Anteil an Feinwurzeln im Oberboden und nur wenige Wurzeln in der Tiefe. Im Gegensatz dazu hat das Wurzelsystem des Pfahlwurzlers *Plantago lanceolata* (Spitzwegerich) sowohl im Oberboden als auch im Unterboden eine hohe Wurzellängendichte (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992). Es gibt zahlreiche Hinweise, dass die Wurzelmorphologie und somit das Konkurrenzverhalten bezüglich der Nährstoffaufnahme einer bestimmten Art in Beständen aus mehreren Pflanzenarten durch interspezifische Wechselwirkungen beeinflusst werden (z. B. JASTROW & MILLER, 1993; PELTZER & WILSON, 2001; REINHARDT & MILLER, 1990). Diese in der Literatur beschriebenen Unterschiede in der Morphologie von Wurzelsystemen zwischen Beständen unterschiedlicher Artenzusammensetzung sind Hinweise dafür, dass die Nährstoffaufnahme einzelner Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen durch die Zusammensetzung des Pflanzenbestandes beeinflusst wird.

In der vorliegenden Arbeit wurde der Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf morphologische Wurzelparameter (WLD, WD und SWL) in experimentellen Grünlandbeständen untersucht. Des Weiteren wurde die Tiefenverteilung der Nitrataufnahme von Wurzeln durch Applikation einer mit ^{15}N als Tracer angereicherten Calciumnitratlösung in verschiedene Bodentiefen (15, 40 und 60 cm) und anschließender Analyse der ^{15}N -Anreicherung in der Sprossbiomasse untersucht.

Im Zusammenhang mit der Aufnahme vor allem wenig bodenmobiler Nährstoffe wie z. B. Phosphat (MARSCHNER, 1992), Zink (JANSA ET AL., 2003) und Kupfer (MARSCHNER, 1992) ist die Mykorrhiza von außerordentlicher Bedeutung. Von Pilzhyphen mit einem durchschnittlichen Durchmesser von nur 1-2 μm kann der Bodenraum wesentlich besser räumlich erschlos-

sen werden als von Feinwurzeln mit einem mittleren Durchmesser von 300 μm und Wurzelhaaren (10 μm Durchmesser) (JUNGK, 2003).

In temperaten Grünlandsystemen spielt dabei die vesikulär-arbusculäre Mykorrhiza (VA-Mykorrhiza; VAM) die größte Rolle. Bei dieser Form der Mykorrhiza leben Zygomyceten (Jochpilze aus der Ordnung Glomales) in Symbiose mit den Wurzeln der meisten Grünlandpflanzen. Ungefähr 80 % aller Gattungen der Angiospermen sind mykotroph (GISI ET AL., 1990; SMITH ET AL., 2003). Von insgesamt 6507 untersuchten Angiospermenarten erwiesen sich bei einer Untersuchung von TRAPPE (1987) 82 % als mykotroph; 67 % waren mit VAM-Pilzen infiziert, 15 % mit einem anderen Mykorrhizapilztyp (Ektomykorrhiza, monotrope Mykorrhiza, arbutoide Mykorrhiza, ericoide Mykorrhiza oder Orchideenmykorrhiza); 18 % aller untersuchten Arten waren nicht mykotroph. Die meisten mitteleuropäischen Grünlandarten gehen eine Symbiose mit VAM-Pilzen ein. Brassicaceae (Kreuzblütler), Chenopodiaceae (Gänsefußgewächse) und Cyperaceae (Riedgrasgewächse) gelten zwar gemeinhin als nicht mykotroph, doch wurden in jüngster Zeit auch bei Vertretern dieser Familien VAM-Strukturen in den Wurzeln gefunden (z. B. bei *Carex*; MUTHUKUMAR ET AL., 2004).

Durch das symbiotische Zusammenleben von Pilzen und Pflanzenwurzeln kommt es zu einem Stoffaustausch zwischen beiden Partnern. Der Pilz wird von der Pflanze mit bis zu 20 % der Assimilate versorgt (DOUDS ET AL., 2000; GRAHAM, 2000; SMITH & BARKER, 2002; SMITH & SMITH, 1997). Durch Vergrößerung der Aufnahmeoberfläche verbessert die VA-Mykorrhiza die Nährstoffaufnahme (KOIDE, 1991) sowie die Wasserversorgung (SMITH & READ, 1997) und führt dadurch zu einer erhöhten pflanzlichen Produktivität (HART & KLIRONOMOS, 2002; KLIRONOMOS, 2000). Des Weiteren führt VA-Mykorrhiza zu einer Verringerung von Pathogenbefall und Krankheiten der Wirtspflanze (SHARMA ET AL., 1992). Außerdem beeinflussen VA-Mykorrhizapilzhyphen die Bodenaggregation und somit die Verfügbarkeit von Wasser und Nährstoffen im Boden (THOMAS ET AL., 1993).

Phosphat, das durch Sorption an Bodenpartikel schwer verfügbar ist, kann durch die extraradikalen Hyphen eines Pilzes besser aufgenommen werden. Die Hyphen können aufgrund ihres sehr geringen Durchmessers von 1-2 μm (MARSCHNER, 1995) im Gegensatz zu den Wurzeln bis in die Mittelporen des Bodens vordringen (JAKOBSEN, 1999). Durch die erweiterte räumliche Erschließung des Bodenkörpers (ALLEN ET AL., 2003) wird die Diffusionsstrecke des Phosphats erniedrigt und die Aufnahmefläche und somit die Absorptionsrate der langsam diffundierenden Nährstoffe erhöht (JAKOBSEN, 1999). TINKER ET AL. (1992) ermittelten bei VA-mykorrhizierten Pflanzen eine zwei- bis dreimal höhere Phosphat-Aufnahmerate pro Ein-

heit Wurzellänge als bei nicht-mykorrhizierten Pflanzen. Nach MARSCHNER & DELL (1994) tragen extraradikale Hyphen bis zu 80 % zur P-Versorgung von Pflanzen bei. Eine Aufnahme von P konnte bei mykorrhizierten Pflanzen noch in 15 cm Entfernung von den Wurzeln nachgewiesen werden (LI ET AL., 1991), im Vergleich zu wenigen Millimetern bei nicht-mykorrhizierten Pflanzen (GAHOONIA & NIELSEN, 1998). Neuere Untersuchungen haben gezeigt, dass der Anteil an organischem Phosphor – der einen Anteil von 30-80 % des P-Vorrates im Boden ausmacht (DALAL, 1977) – einen genauso hohen Anteil an der P-Versorgung VA-mykorrhizierter Pflanzen haben kann wie Orthophosphat (FENG ET AL., 2003; JAYACHANDRAN ET AL., 1992; TARAFDAR & MARSCHNER, 1994). JONER ET AL. (2000) haben beispielsweise eine Aufnahme von Adenosinmonophosphat (AMP) durch extraradikale Hyphen nachgewiesen. Bei Untersuchungen an *Plantago lanceolata* (Spitzwegerich) und *Lolium perenne* (Englisches Raygras) konnte HODGE (2003) zeigen, dass VA-Mykorrhiza auch zu einer verbesserten Aufnahme organischer Stickstoffverbindungen führt.

Die extraradikalen Hyphen nehmen Phosphat durch einen sekundär aktiven Transport zusammen mit Protonen aus dem Boden auf (HARRISON & VAN BUUREN, 1995). Nach der Aufnahme wird Orthophosphat zu großen Mengen kurzkettiger Polyphosphate aufgebaut (RASMUSSEN ET AL., 2000). Ein Teil des Polyphosphats wird in den Vakuolen der Pilzhypen gespeichert (COX ET AL., 1980; DEXHEIMER ET AL., 1996), der Rest wird durch ein motiles Vakuolensystem in die intraradikalen Hyphen transportiert. In den Vakuolen der intraradikalen Hyphen ist das Enzym Phosphatase lokalisiert, welches die Polyphosphate wieder zu Orthophosphat hydrolysiert (EZAWA ET AL., 1995; JABARI-HARE ET AL., 1990; TISSERANT ET AL., 1992). Über spezielle Kanäle oder Carrierproteine wird Phosphat dann über die Zellmembran der intraradikalen Hyphen (die so genannte arbusculäre Membran) in den Raum zwischen Pilzhypen und der Plasmamembran der Wurzelzellen, den *interfacial apoplast*, transportiert (Abb. 1) (FERROL ET AL., 2002). Die Aufnahme von Phosphat in den Symplasten der Wurzelrindenzellen erfolgt sekundär aktiv über einen Symport zusammen mit Protonen durch spezifische Transporter in der Cytoplasmamembran der Pflanzenzellen, der sogenannten periarbusculären Membran.

Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge einer Pflanzenart wird von verschiedenen Faktoren beeinflusst. Neben morphologischen und physiologischen Eigenschaften der Pflanzenwurzeln spielen die Nährstoffverfügbarkeit im Boden (GUSTAFSON & CASPER, 2004), die Art der Bewirtschaftung (OEHL ET AL., 2004), die Jahreszeit und die Zusammensetzung des Pflanzenbestandes (BURROWS & PFLEGER, 2002) eine Rolle.

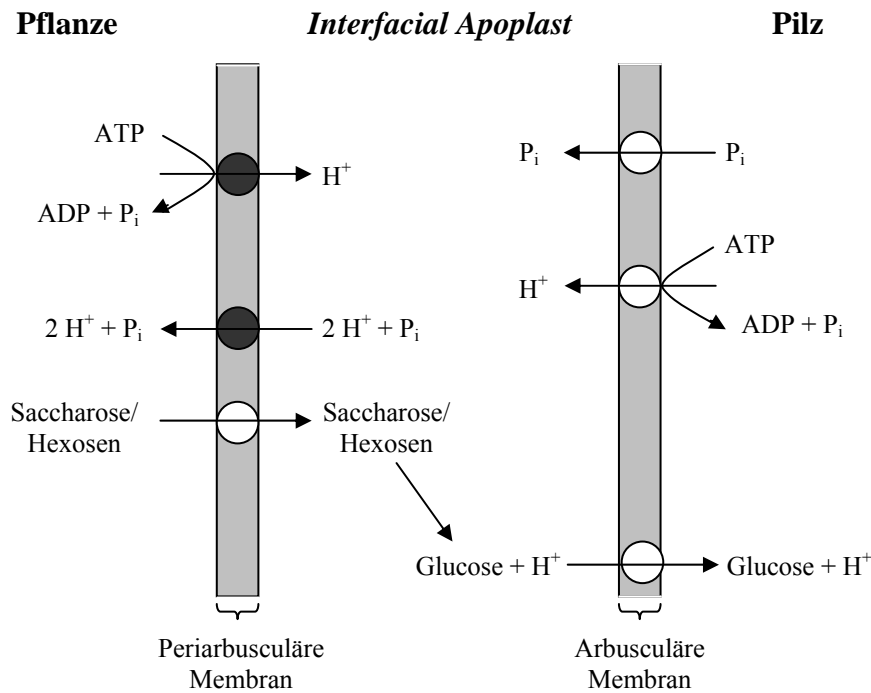


Abb. 1: Schematische Darstellung der Stoffaustauschprozesse (Phosphat und Kohlenhydrate) zwischen intraradikalischen Pilzhyphen und Wurzelrindenzellen einer VA-mycorrhizierten Pflanze; Translokatoren, die durch gefüllte Kreise dargestellt sind, wurden bereits experimentell nachgewiesen; nach FERROL ET AL. (2002), verändert; Erläuterungen siehe Text.

In der vorliegenden Arbeit wurde der Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in verschiedenen experimentellen Grünlandbeständen untersucht. Anhand von steril angezogenen und in die Bestände eingebrachten Pflanzen wurde das Infektionspotenzial mit VA-Mykorrhiza in diesen Pflanzenbeständen ermittelt. Weiterhin wurde untersucht, ob die Mykorrhizierung einer bestimmten Art von der Zusammensetzung eines Pflanzenbestandes beeinflusst wird. Als Modellart wurde *Plantago lanceolata* (Spitzwegerich) ausgewählt. Die Gründe dafür lagen einmal in der hohen Abhängigkeit dieser Pflanzenart von der VA-Mykorrhiza bei der Nährstoffaufnahme (*Mycorrhizal Dependency* nach VAN DER HEIJDEN (2002)), zum anderen in der hohen Abundanz von *P. lanceolata* auf den Untersuchungsflächen.

Ein weiterer Parameter, der die Nährstoffaufnahme beeinflusst, ist die Aktivität der Aufnahmesysteme. Bereits sehr gut untersucht sind die Physiologie und Molekularbiologie der Stickstoffaufnahme. Bei optimalem Pflanzenwachstum gelangt Stickstoff hauptsächlich in Form von Nitrat (NO_3^-) oder Ammonium (NH_4^+) in die Pflanzen (WALLENDEN ET AL., 2000).

NO_3^- wird durch einen Symport (NO_3^-/H^+) aufgenommen, während noch nicht geklärt ist, ob NH_4^+ durch Antiport (NH_4^+/H^+) oder Uniport aufgenommen wird (GLASS & SIDDIQI, 1995; SCHATMAN & SCHROEDER, 1994; VON WIRÉN ET AL., 2001; WHITE, 1996). Bei beiden Stickstoffformen wird zwischen einem hochaffinen Transportsystem (*High-Affinity Transport System*; HATS) bei sehr niedrigen externen Konzentrationen ($< 1 \text{ mM}$) (ULLRICH ET AL., 1984; WANG ET AL., 1993) und einem niedrigaffinen Transportsystem (*Low-Affinity Transport System*; LATS) bei höheren externen Konzentrationen unterschieden.

Die Aufnahme von Nährstoffen hängt zudem von der Wachstumsrate des Sprosses ab, die als Maß dafür angesehen werden kann, wie viele Nährstoffe eine Pflanze benötigt. Durch verschiedene Faktoren wie z. B. Schnitt der oberirdischen Biomasse, Temperatur oder Jahreszeit wird der Bedarf von Pflanzen für Nährelemente und somit ihre Aufnahmeraten durch entsprechende Reaktionen des Wurzelsystems beeinflusst (ARRENDONDO & JOHNSON, 1999). Nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse kommt es beispielsweise vorübergehend zur Reduktion des Wurzelwachstums, zu morphologischen Veränderungen des Wurzelsystems (ARRENDONDO & JOHNSON, 1998; PATERSON & SIM, 1999; RAWNSLEY ET AL., 2002; RICHARDS & CALDWELL, 1985) und zu einer Abnahme der Nährstoffaufnahme (DONAGHY & FULKERSON, 1997; JARVIS & MCDUFF, 1989; SKINNER ET AL., 1999). Zwischen Pflanzen nährstoffreicher und -armer Standorte und je nach Entwicklungszustand der Pflanzen bestehen in dieser Hinsicht jedoch erhebliche Unterschiede (ARRENDONDO & JOHNSON, 1999). Zur Abschätzung der Nährstoffaufnahme müssen zusätzlich phänologische Aspekte berücksichtigt werden; KLEPPER (1991) sowie PELLERIN & PÁGES (1994) fanden aufgrund der unterschiedlichen Morphologie der Wurzelsysteme bei Gräsern im Vergleich zu dikotylen Kräutern eine zeitliche Verzögerung des Wurzelwachstums zu Beginn der Vegetationsperiode in größeren Tiefen.

Außerdem bestehen artspezifische Unterschiede hinsichtlich der Höhe des Stickstoffbedarfs und somit in der Aktivität der Aufnahmesysteme (z. B. MARSCHNER, 1995). Von Interesse ist daher, inwieweit die Nährstoffaufnahmekapazität der Wurzeln einerseits von der Artenzusammensetzung eines Pflanzenbestandes und andererseits von der Jahreszeit und der Behandlung (z. B. Schnittnutzung der oberirdischen Biomasse) abhängt.

Zur Bearbeitung dieser Fragestellung wurden zu verschiedenen Zeitpunkten aus den unterschiedlichen Lysimeterbeständen entnommene Bohrkerne in eine mit ^{15}N als Tracer angereicherte Calciumnitratlösung inkubiert und die Anreicherung an ^{15}N in den Wurzeln untersucht.

Zielsetzung der Arbeit und Hypothesen

Ziel der vorliegenden Arbeit war es herauszufinden, ob ein Zusammenhang zwischen der Pflanzenartenzusammensetzung experimenteller Grünlandbestände und dem Nährstoffaneignungsvermögen bzw. dem Nährstoffretentionsvermögen besteht. Dazu wurden verschiedene Wurzeleigenschaften gemessen, die die Nährstoffaufnahmefähigkeit beeinflussen. Außerdem wurde der Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf Biomassebildung und Nährstoffgehalt der Wurzeln und somit auf den Eintrag von Kohlenstoff in den Boden und die Zirkulation von mineralischen Nährelementen analysiert.

Es wurden folgende Hypothesen überprüft:

1. Auf Bestandesebene werden die Wurzeleigenschaften, die für das Nährstoffaufnahmevermögen von Bedeutung sind, von einzelnen Pflanzenarten bzw. funktionellen Gruppen bestimmt.
 - a) Wurzellängendichte und spezifische Wurzellänge sind in grasdominierten Beständen höher als in Beständen, die von dikotylen Kräutern dominiert werden; der durchschnittliche Wurzeldurchmesser ist in grasdominierten Beständen geringer als in krautdominierten Beständen.
 - b) Der Anteil VA-mycorrhizierter Wurzellänge und das Potenzial, neu eingebrachte Pflanzen mit VA-Mykorrhizapilzen zu infizieren, sind in grasdominierten Beständen geringer als in krautdominierten Beständen.
2. Interspezifische Wechselwirkungen führen darüber hinaus in Mehr-Arten-Beständen zu Veränderungen der Wurzeleigenschaften einzelner Arten.
 - a) Der Anteil VA-mycorrhizierter Wurzellänge von *Plantago lanceolata* (Spitzwegerich) wird von der Pflanzenartenzusammensetzung des Bestandes beeinflusst.
 - b) Die Stickstoffaufnahme einer Art aus verschiedenen Bodentiefen variiert je nach Wurzelkonkurrenz durch andere Arten.
3. Die Stickstoffaufnahmekapazität eines Pflanzenbestandes hängt von der Artenzusammensetzung, von der Behandlung (Schnittnutzung) und von der Jahreszeit ab.
4. Der Beitrag der Wurzelbiomassebildung zur gesamten pflanzlichen Biomassebildung von Grünlandbeständen unterscheidet sich je nach Pflanzenartenzusammensetzung, Jahreszeit

und Jahr. Die Wurzelbiomasse kann daher nicht aus der Sprossbiomasse abgeleitet bzw. berechnet werden.

5. Der Eintrag von Kohlenstoff in den Boden durch absterbende Wurzelbiomasse und die wurzelbedingte Zirkulation von mineralischen Nährelementen im Boden werden von charakteristischen Eigenschaften einzelner Arten bzw. funktioneller Gruppen bestimmt.
 - a) Der Eintrag von Kohlenstoff ist in grasdominierten Beständen aufgrund des höheren Wurzelumsatzes größer als in krautdominierten Beständen.
 - b) Die interne Nährstoffzirkulation im Boden ist in grasdominierten Beständen aufgrund des höheren Wurzelumsatzes größer als in krautdominierten Beständen.

2 Material und Methoden

2.1 Untersuchungsflächen

In dieser Arbeit wurden Grünlandbestände unterschiedlicher Pflanzenartenzusammensetzung untersucht. Die Arbeiten erfolgten in drei verschiedenen Versuchssystemen. Zum einen wurden im Jahr 1996 angesäte und seit 1998 sich frei entwickelnde Grünlandbestände im Freiland untersucht, zum anderen an der Lysimeteranlage des Ökologisch-Botanischen Gartens der Universität Bayreuth etablierte experimentelle Grünlandbestände. Darüber hinaus wurden Messungen an Beständen in kleineren Pflanzgefäßen durchgeführt.

2.1.1 Freilandflächen am Lindenhof

Die Freilandflächen wurden im Rahmen des EU-Projektes BIODDEPTH im Jahr 1996 angelegt. Sie befinden sich ungefähr 1 km südlich des Ökologisch-Botanischen Gartens der Universität Bayreuth auf den Flächen des Naturschutzzentrums „Lindenhof“ des Landesbundes für Vogelschutz in Bayern e. V. Im April 1996 wurden auf insgesamt 64 Plots ($2 \times 2 \text{ m}^2$) Bestände unterschiedlicher taxonomischer und funktioneller Diversität (1, 2, 4, 8 und 16 Arten; Gräser, dikotyle Kräuter und Leguminosen als funktionelle Typen) angesät (SCHERER-LORENZEN, 1999). Von 1996 bis 1998 wurde die Pflanzenartenzusammensetzung der Grünlandbestände durch Jäten weitgehend bewahrt, jedoch gingen in den Beständen mit hoher taxonomischer Diversität einzelne Arten verloren. Anschließend wurden die Flächen von Mitarbeitern des Lehrstuhls für Biogeografie der Universität Bayreuth weiter betreut. Das Jäten wurde 1999 eingestellt, so dass sich die Bestände bis zum Beginn der Untersuchungen im Rahmen des BIOLOG-Projektes drei Vegetationsperioden lang frei entwickeln und neue Arten hinzutreten konnten. Dies geschah in Abhängigkeit von der Ausgangsvielfalt und Artenzusammensetzung sehr unterschiedlich. Einige Plots erwiesen sich als sehr konstant in ihrer Artenzusammensetzung, andere zeigten deutliche Veränderungen (SCHERER-LORENZEN, 1999; NEBHÖVER, 2005).

Die im Rahmen dieser Arbeit durchgeführten Untersuchungen an den Freilandflächen dienten zum Vergleich mit den experimentellen Grünlandbeständen an der Lysimeteranlage (Kap. 2.1.2). Dazu wurden insgesamt 10 Bestände nach den Kriterien „grasdominiert“ (Gräser trugen zu mehr als 75 % an der Bildung der oberirdischen Biomasse bei) und „Gras-Kraut-Mischbestände“ (der Anteil von Gräsern an der oberirdischen Biomasse lag unter 75 %) ein-

geteilt (NEBHÖVER, 2005; Tab. XVIII im Anhang). Die Plots wurden so ausgewählt, dass die Mehrzahl der Pflanzenarten mit denen in den Lysimeterplots übereinstimmte (vgl. Tab. 2).

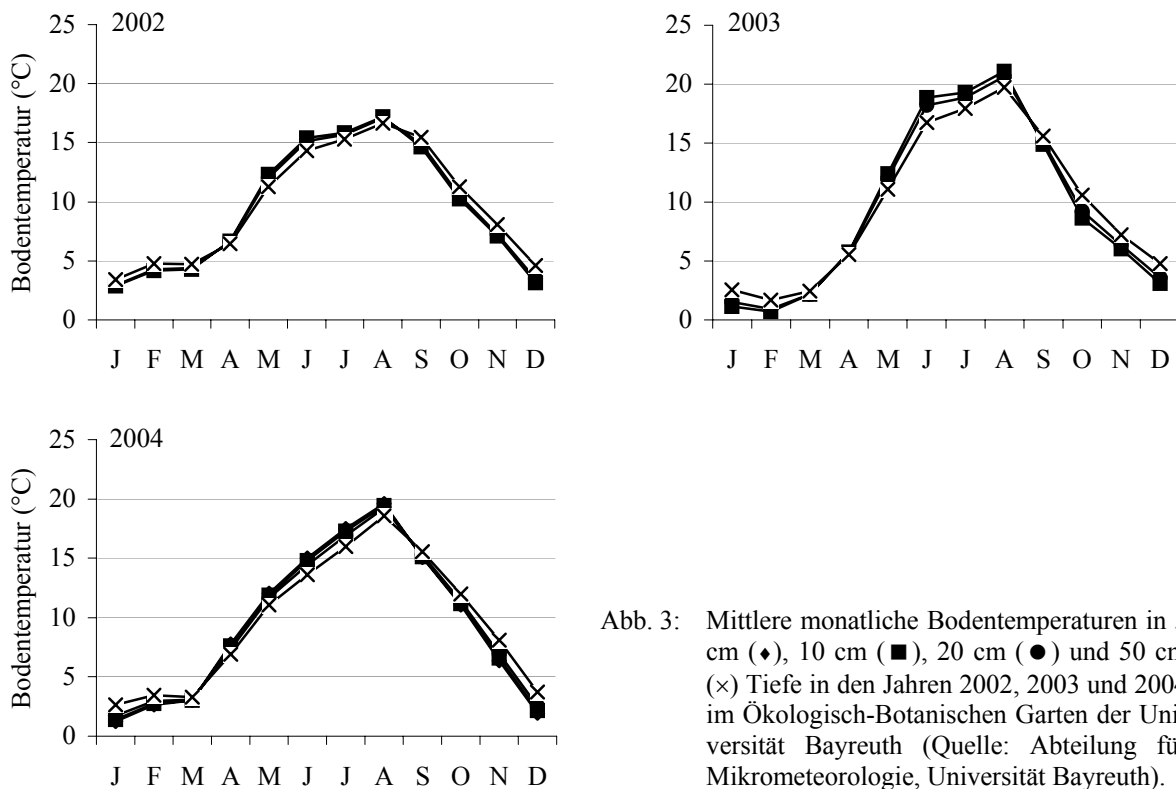
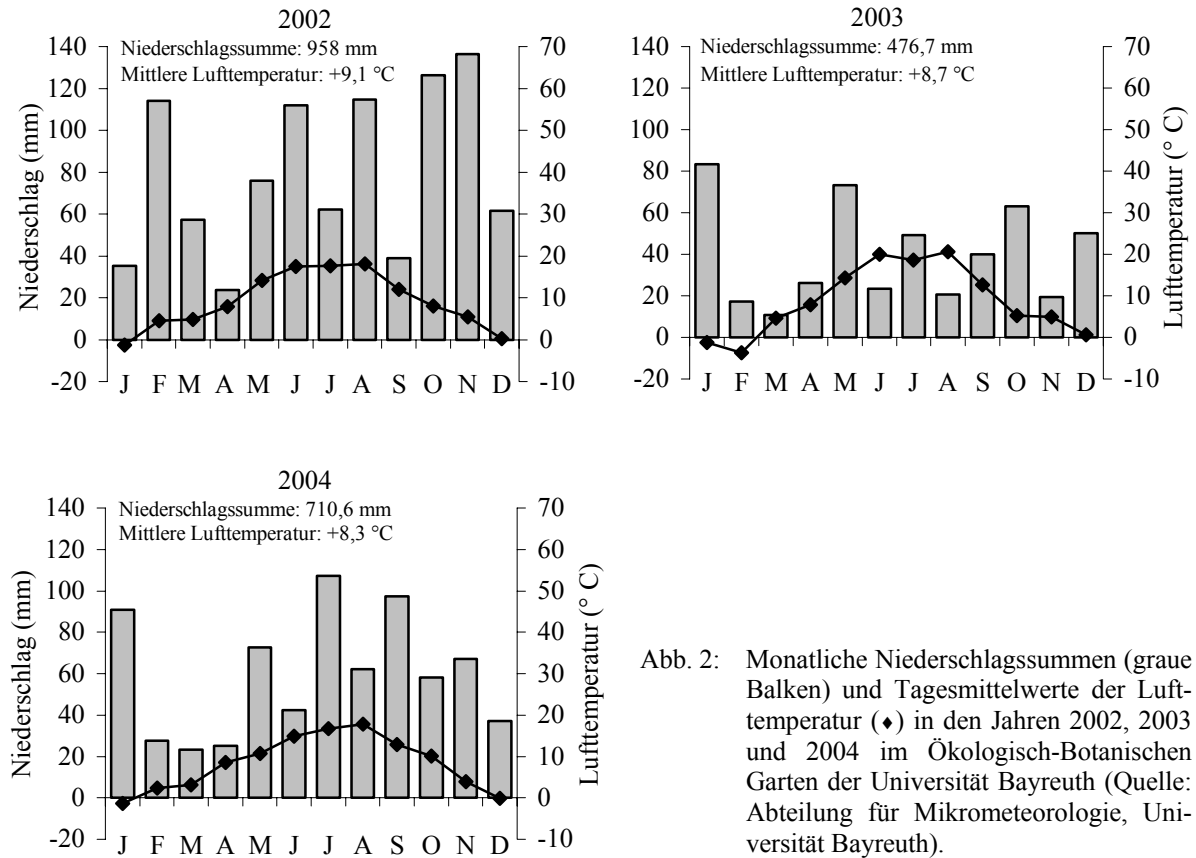
2.1.2 Lysimeteranlage im Ökologisch-Botanischen Garten

2.1.2.1 Klimatologische Daten

Die klimatologischen Daten wurden von der Abteilung für Mikrometeorologie der Universität Bayreuth an einer meteorologischen Messstation im Ökologisch-Botanischen Garten erhoben und für den Zeitraum dieser Arbeit (2002 bis 2004) freundlicherweise zur Verfügung gestellt. Im Folgenden sind die Tagesmittelwerte der Lufttemperatur (2 m Höhe) und die Niederschlagsmengen (Abb. 2), die Bodentemperaturen in Tiefen von 5 cm, 10 cm, 20 cm und 50 cm (Abb. 3) und die kurzweilige Sonneneinstrahlung (Abb. 4) dargestellt.

Im ersten Untersuchungsjahr (2002) war die Niederschlagsmenge mit 958 mm mehr als doppelt so hoch wie im Trockenjahr 2003 (476,7 mm). Im Jahr 2004 lag die Niederschlagsmenge mit 710,6 mm nahe beim langjährigen Mittel (724 mm). Das Trockenjahr 2003 war zwar mit einer durchschnittlichen Lufttemperatur (2 m Höhe) von 8,7 °C etwas kühler als 2002 (9,1 °C), doch waren die Temperaturextreme größer. Der Sommer 2003 war mit einer durchschnittlichen Lufttemperatur von 19,7 °C (Juni bis August) im Vergleich zum langjährigen Mittel um 3,5 °C zu warm und mit nur 93,3 mm Niederschlag viel zu trocken (langjähriges Mittel: 221,6 mm). In den Monaten Februar und März 2003 führten tiefe Luft- und Bodentemperaturen ohne schützende Schneedecke bei gleichzeitiger hoher Sonneneinstrahlung und Trockenheit (27,8 mm Niederschlag in beiden Monaten; langjähriges Mittel: 99,6 mm) zu Frosttrocknis in den Lysimeterbeständen (vgl. Kap. 2.1.2.3).

Die Lysimeteranlage hat im Vergleich zur meteorologischen Messstation im Ökologisch-Botanischen Garten eine sehr exponierte Lage. Dadurch und noch zusätzlich durch die Betonummantelung fielen insbesondere in den obersten Bodenschichten (0-20 cm Tiefe) die Temperaturextreme um bis zu 8 °C höher aus als bei der Messstation (C. Neßhöver, pers. Mitteilung).



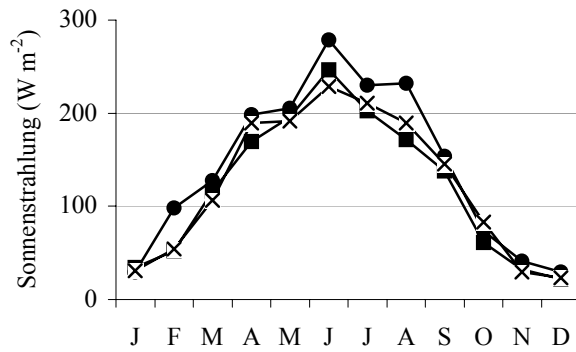


Abb. 4: Mittlere monatliche kurzwellige Sonneneinstrahlung in den Jahren 2002 (■), 2003 (●) und 2004 (×) im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth (Quelle: Abteilung für Mikrometeorologie, Universität Bayreuth).

2.1.2.2 Befüllung der Lysimeter und Etablierung der experimentellen Grünlandbestände

Die Lysimeteranlage im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth umfasst 28 in Beton gegossene quadratische Lysimeter (Pflanzfläche 1,69 m²; Bodenkörper 1,69 m³) (Abb. 5).



Abb. 5: Lysimeteranlage im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth (September 2003).

Zur Befüllung der Lysimeter wurde im Mai 2001 in der Nähe der Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof (vgl. Kap. 2.1.1) Boden (Braunerde-Pseudogley aus Deltasedimenten des Keupers, Körnung Ut 3-4; Tab. 1) abgetragen. Vor der Befüllung der Lysimeter wurde der Unterboden mit einer Fräse homogenisiert und danach schrittweise in 15 Teilschichten von jeweils 7,5 cm Stärke in die Lysimeter eingebracht. Jede Teilschicht wurde mit einem Handstampfer auf 5,0 cm verdichtet (Lagerungsdichte $1,49 \text{ g cm}^{-3}$). Der Oberboden wurde für 16 Stunden gedämpft, um Unkrautsamen abzutöten und dann in drei 11 cm starken Teilschichten eingebracht und vorsichtig auf jeweils ca. 8,5 cm verdichtet (Lagerungsdichte $1,30 \text{ g cm}^{-3}$) (Abb. 6).

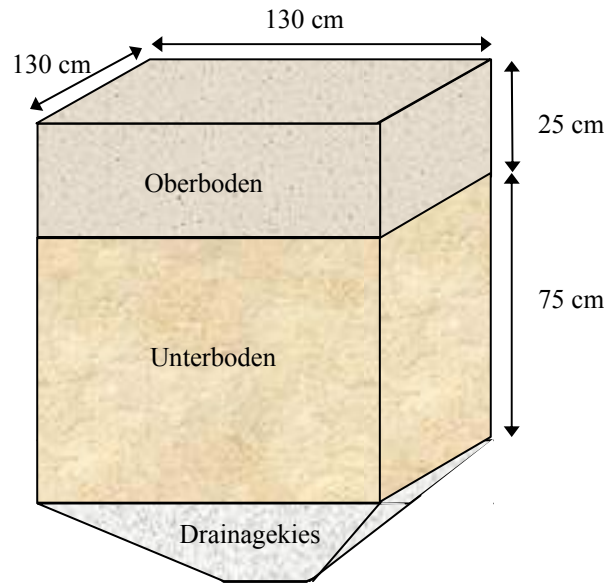


Abb. 6: Schematische Darstellung eines Lysimeterplots.

Tab. 1: Physikalische und chemische Bodenkenndaten des in die Lysimeter eingefüllten Substrats (KOSSMANN, 2005).

	Oberboden		Unterboden	
Sand (63-2000 μm) (Massen-%)	7 \pm 0		7 \pm 0	
Schluff (2-63 μm) (Massen-%)	78 \pm 0		69 \pm 0	
Ton (<2 μm) (Massen-%)	16 \pm 0		25 \pm 1	
pH (CaCl_2)	4,9 \pm 0,2		4,2 \pm 0,3	
Elektr. Leitfähigkeit ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	120 \pm 1		49 \pm 1	
	(mg kg^{-1})	(g m^{-2})	(mg kg^{-1})	(g m^{-2})
$\text{NH}_4^+\text{-N}$ (1 M KCl)	19,6 \pm 9,9	18,2 \pm 0,7 [§]	n. b.	n. b.
$\text{NO}_3^-\text{-N}$ (1 M KCl)	27,0 \pm 9,2		n. b.	n. b.
P (CAL)	38,2 \pm 0,2	14,9 \pm 0,1	8,1 \pm 0,2	8,5 \pm 0,1
K^+ (1 M NH_4Cl)	254,0 \pm 23,6	101,1 \pm 9,4	279,7 \pm 30,6	297,7 \pm 32,6
Mg^{2+} (1 M NH_4Cl)	81,8 \pm 10,2	32,0 \pm 4,0	297,0 \pm 37,8	620,8 \pm 79,1
Ca^{2+} (1 M NH_4Cl)	888,7 \pm 49,8	346,6 \pm 19,4	835,1 \pm 122,7	871,0 \pm 128,0

n. b. = nicht bestimmt; [§] N_{min}

Die Pflanzenbestände in den Lysimetern wurden Anfang Juni 2001 in fünf verschiedenen Artkombinationen (Varianten) mit jeweils fünf Wiederholungen angesät (Dichte von 2000

Keimlingen m⁻²; anteilig auf die jeweiligen Pflanzenarten verteilt). Die Varianten unterschieden sich in der Zusammensetzung von Pflanzenarten und funktionellem Typ der Pflanzen (*Plant Functional Type*) (Tab. 2 und 3). Außerdem blieben drei Lysimeterplots als Kontrollen vegetationsfrei (Null-Plots).

Tab. 2: Pflanzenarten und funktionelle Typen der experimentellen Grünlandbestände in den Lysimetern.

Funktioneller Typ	Erste Art	Zweite Art
Niedrige Gräser	<i>Holcus lanatus</i> (Wolliges Honiggras, Poaceae)	<i>Anthoxanthum odoratum</i> (Gemeines Ruchgras, Poaceae)
Hohe Gräser	<i>Arrhenatherum elatius</i> (Wiesen-Glatthafer, Poaceae)	<i>Alopecurus pratensis</i> (Wiesen-Fuchsschwanz, Poaceae)
Rosettenpflanzen	<i>Plantago lanceolata</i> (Spitzwegerich, Plantaginaceae)	<i>Taraxacum officinale</i> (Gemeiner Löwenzahn, Asteraceae)
Hohe stängelbeblätterte Krautige	<i>Geranium pratense</i> (Wiesen-Storchschnabel, Geraniaceae)	<i>Ranunculus acris</i> (Scharfer Hahnenfuß, Ranunculaceae)

Tab. 3: Zusammensetzung der in den Lysimetern etablierten experimentellen Grünlandbeständen.

Variante	Arten		Diversität*	
			taxonomisch	funktionell
V1	<i>Holcus lanatus</i>	<i>Arrhenatherum elatius</i>	2	2
V2	<i>Holcus lanatus</i>	<i>Geranium pratense</i>	2	2
V3	<i>Holcus lanatus</i>	<i>Plantago lanceolata</i>	2	2
V4	<i>Holcus lanatus</i> <i>Geranium pratense</i>	<i>Arrhenatherum elatius</i> <i>Plantago lanceolata</i>	4	4
V5	<i>Holcus lanatus</i> <i>Geranium pratense</i> <i>Anthoxanthum odoratum</i> <i>Taraxacum officinale</i>	<i>Arrhenatherum elatius</i> <i>Plantago lanceolata</i> <i>Alopecurus pratensis</i> <i>Ranunculus acris</i>	8	4

*als taxonomische Diversität wird hier die Anzahl an Pflanzenarten, als funktionelle Diversität die Anzahl an unterschiedlichen funktionellen Typen bezeichnet.

2.1.2.3 Pflegemaßnahmen im Verlauf des Experiments

Unkrautbekämpfung, Nachpflanzungen und Schnitt der oberirdischen Biomasse

Während der Vegetationsperiode von Anfang April bis Ende Oktober wurden aufkommende Unkrautkeimlinge zweimal pro Monat durch Jäten entfernt.

Anfang Oktober 2001 erfolgte aufgrund starken Mehltreibefalls von *H. lanatus* und *P. lanceolata* ein erster Schnitt der oberirdischen Biomasse. Dabei wurden die Sprosse bis auf eine Hö-

he von 5 cm abgeschnitten. In den beiden folgenden Untersuchungsjahren (2002 und 2003) erfolgte der Schnitt der oberirdischen Biomasse jeweils Mitte Juni und Mitte September.

Im Jahr 2002 dominierte *H. lanatus* in den Beständen V1 und V2 stark (NEBHÖVER & BEIER-KUHNLEIN, unveröffentlichte Daten; siehe Abb. 41 in Kap. 3.2.1.1). Dagegen hatten *A. pratensis*, *A. odoratum*, *G. pratense* und *R. acris* nur einen sehr geringen Anteil an der Sprossbiomasse. Ihr Anteil wurde deshalb Ende März 2003 durch Nachpflanzung erhöht. In Variante 5 wurden fünf Einzelpflanzen jeder Art gepflanzt, in V4 10 *G. pratense*-Pflanzen und in V2 20 *G. pratense*-Pflanzen. Die entsprechende Anzahl an *H. lanatus*-Pflanzen wurde dabei entfernt. Die Anzucht der Pflanzen erfolgte ab November 2002 im Gewächshaus (Raumtemperatur; Beleuchtungsdauer: 12 h d⁻¹ (Halogenmetalllampen ES Leistungsstrahler, Typ 412/252, 50-60 Hz, 250 W; Photonenflussdichte 235 µmol m⁻² s⁻¹); Substrat: 2/3 Einheitserde (Terreau Professionnel Gepac Typ P, Einheitserde e. V., Sinntal-Jossa), 1/3 Quarzsand). Nach dem Pikieren wurden die Pflanzen Mitte Dezember in ein frostfreies Kalt-Gewächshaus gestellt.

Im Winter 2002/2003 wurde außerdem aufgrund hoher Sonneneinstrahlung bei tiefen Luft- und Bodentemperaturen (Abb. 2-4) die Anzahl an *H. lanatus*-Pflanzen durch Frosttrocknis sehr stark dezimiert.

Kompensationsdüngung

Die Nährstoffe, die durch die Ernte der oberirdischen Biomasse den Pflanzenbeständen entzogen wurden, wurden durch Kompensationsdüngungen mit mineralischem Volldünger (Favorit Blandünger, Humuswerk Westerbeck GmbH, Sassenburg) wieder zugeführt. Die Düngungen wurden in den Jahren 2002, 2003 und 2004 jeweils im Frühjahr und im Hochsommer durchgeführt (Tab. 4). Dazu wurde eine entsprechende Menge Dünger in Wasser gelöst und jeweils 10 l der Düngerlösung mit einer Gießkanne gleichmäßig über einen Bestand verteilt. Zum Abwaschen von Düngerrückständen auf den Blättern und zur besseren vertikalen Verteilung im Boden wurde jeder Plot danach noch mit 10 l Wasser gegossen.

Tab. 4: Zeitpunkte der Kompensationsdüngungen der Lysimeterbestände und zugeführte Mengen an Stickstoff, Phosphor, Kalium, Magnesium, Schwefel, Bor und Zink.

Zeitpunkt	Zugeführte Menge an						
	N* (g m ⁻²)	P (g m ⁻²)	K (g m ⁻²)	Mg (g m ⁻²)	S (g m ⁻²)	B (mg m ⁻²)	Zn (mg m ⁻²)
Mai 2002	7,00	1,53	8,23	0,49	3,50	11,67	5,83
Juli 2002	5,00	1,09	5,88	0,35	2,50	8,33	4,17
April 2003	5,00	1,09	5,88	0,35	2,50	8,33	4,17
Juni 2003	4,00	0,87	4,70	0,28	2,00	6,67	3,33
April 2004	5,00	1,09	5,88	0,35	2,50	8,33	4,17
Summe	26,00	5,68	30,57	1,83	13,00	43,34	21,66

* 46 % Nitrat-Stickstoff und 54 % Ammonium-Stickstoff

Bewässerung

Während der Vegetationsperiode wurden die Bestände bewässert, sobald der Wassergehalt im Oberboden auf unter 15 Vol.-% abgesunken war. Ein Wassergehalt von ca. 15 Vol.-% wird nach SCHACHTSCHABEL ET AL. (1998) in Böden mit einem Tongehalt von 16 % konventionell als permanenter Welkepunkt für Kulturpflanzen angenommen. Mit einer Gießkanne wurden je Lysimeterplot 10 l Regenwasser bzw. Leitungswasser gleichmäßig über die Fläche verteilt. Folgende Nährstoffmengen wurden durch die Bewässerung in den Jahren 2002 und 2003 in die Bestände eingetragen (Tab. 5).

Tab. 5: Eintrag von Stickstoff (NH₄⁺, NO₃⁻ und DON), Kalium, Magnesium, Calcium und Kohlenstoff (HCO₃⁻ und DOC) mit dem Gießwasser in die Lysimeterbestände (KOSSMANN, 2005).

Jahr	l m ⁻²	Zugeführte Menge (g m ⁻²)							
		NH ₄ ⁺ -N	NO ₃ ⁻ -N	DON	K ⁺	Mg ²⁺	Ca ²⁺	HCO ₃ ⁻ -C	DOC
2002	77	0,00	0,06	0,01	0,49	0,86	1,63	1,27	0,30
2003	320	0,28	0,17	0,10	0,86	1,54	2,93	0,28	1,07
Summe	397	0,28	0,23	0,11	1,35	2,40	4,56	1,55	1,37

Außerdem wurden den Lysimeterbeständen folgende Nährstoffmengen durch Niederschlag zugeführt (KOSSMANN, 2005) (Tab. 6).

Tab. 6: Eintrag von Stickstoff (NH_4^+ , NO_3^- und DON), Kalium, Magnesium, Calcium und Kohlenstoff (HCO_3^- und DOC) durch den Niederschlag in die Lysimeterbestände (KOSSMANN, 2005).

Jahr	(l m ⁻²)	Zugeführte Menge (g m ⁻²)							
		NH_4^+ -N	NO_3^- -N	DON	K^+	Mg^{2+}	Ca^{2+}	HCO_3^- -C	DOC
2002	958,0	0,45	0,43	0,08	0,11	0,01	0,25	0,76	2,16
2003	476,7	0,32	0,30	0,35	0,13	0,01	0,24	0,24	1,98
Summe	1437,7	0,77	0,73	0,43	0,24	0,02	0,49	1,00	4,14

2.1.3 Wurzelgefäße im Ökologisch-Botanischen Garten

2.1.3.1 Befüllung der Wurzelgefäße und Etablierung der Pflanzenbestände

Zur Messung des Wurzelwachstums in hoher zeitlicher Auflösung wurden verschiedene Pflanzenbestände in durchsichtigen Plexiglasröhren etabliert. Die entlang der Röhrenoberfläche wachsenden Wurzeln können so in kurzen Zeitabständen leicht aufgezeichnet werden (SMIT ET AL., 2000), um z. B. die Beeinflussung des Wurzelwachstums durch den Schnitt der oberirdischen Biomasse zu untersuchen.

Vor der Befüllung der Plexiglasröhren wurden im Herbst 2001 zunächst ungefähr 3 m³ Unterboden und 1,5 m³ Oberboden auf eine Korngröße von 5 mm gesiebt. Zu Beginn des Jahres 2002 wurden Plexiglasröhren (Höhe: 100 cm; Durchmesser: 20 cm) wie in Abb. 7 dargestellt befüllt. Der Unterboden wurde dabei in 12 Teilschichten von jeweils 7,5 cm eingefüllt und auf jeweils 5 cm verdichtet (Lagerungsdichte 1,49 g cm⁻³), der Oberboden in drei 12 cm starken Schichten und auf jeweils 10 cm verdichtet (Lagerungsdichte 1,30 g cm⁻³).

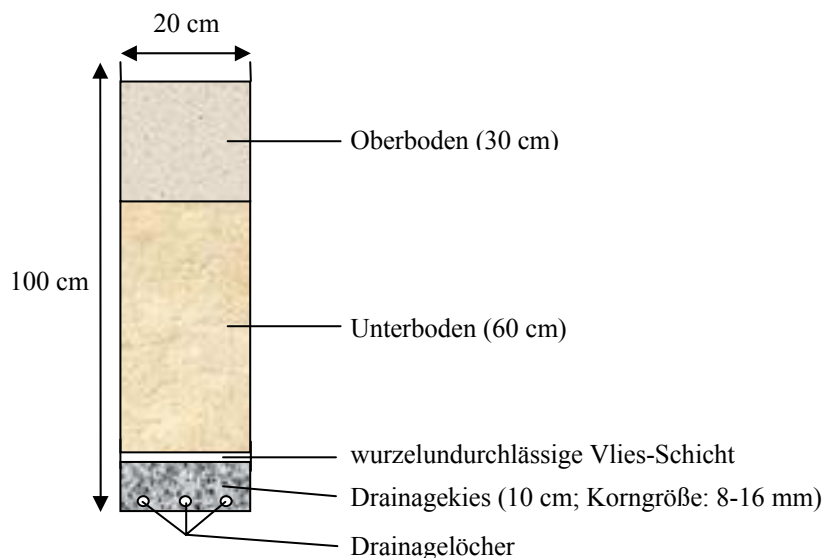


Abb. 7: Schematische Abbildung der Wurzelgefäße.

Um eine Beeinflussung des Wurzelwachstums durch Lichteinfall zu minimieren, wurden die Röhren mit einer schwarzen Folie umhüllt und in speziell hierfür angefertigte Holzkisten gestellt (siehe Abb. 8). Diese Holzkisten wurden im Ökologisch-Botanischen Garten in zwei ca. 1,50 m tiefe Betonbecken gestellt. Zwischen die einzelnen Holzkisten wurde zur thermischen Isolierung Sand gefüllt.

In die Wurzelgefäße wurden alle acht in den Lysimetern in unterschiedlicher Kombination wachsenden Pflanzenarten (vgl. Tab. 2) in Monokultur gepflanzt. Die Pflanzen wurden in einem Gewächshaus des Ökologisch-Botanischen Gartens Ende Februar 2002 ausgesät (Raumtemperatur, Tageslicht; Substrat: 2/3 Einheitserde (Terreau Professionnel Gepac Typ P, Einheitserde e. V., Sinntal-Jossa), 1/3 Quarzsand), Mitte März pikiert und Mitte April in die Gefäße gepflanzt.

Bei den Monokulturen wurden von den Rosettenpflanzen *T. officinale* und *P. lanceolata* jeweils fünf Pflanzen in eine Röhre eingepflanzt, von *G. pratense* und *R. acris* und den vier Grasarten jeweils sieben Pflanzen. Die Pflanzen wurden gleichmäßig über die Fläche verteilt. Alle Bestände wurden in fünf Wiederholungen angepflanzt.

Der Bodentyp, die Schichtung in Ober- und Unterboden sowie die Lagerungsdichte entsprachen ebenfalls den Bedingungen in den Lysimetern.



Abb. 8: Aufbau des Gefäßversuchs im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth (Mai 2002).

2.1.3.2 Pflegemaßnahmen im Verlauf des Experiments

Unkrautbekämpfung, Nachpflanzungen und Schnitt der oberirdischen Biomasse

Während der Vegetationsperiode von Anfang April bis Ende Oktober wurden aufkommende Unkrautkeimlinge zweimal pro Monat durch Jäten entfernt.

Ein Problem waren strenge Fröste und hohe Sonneneinstrahlung ohne schützende Schneedecke im Februar und März 2003 (vgl. Abb. 2 und 4). Trotz Abdeckung mit Fichtenzweigen erfroren alle *H. lanatus*-Pflanzen. Ende April 2003 erfolgte deshalb eine Neubepflanzung mit dieser Art.

Kompensationsdüngung

Die Nährstoffe, die durch die Ernte der oberirdischen Biomasse den Pflanzenbeständen entzogen wurden, wurden durch Kompensationsdüngungen mit mineralischem Volldünger (Favorit Blaudünger, Humuswerk Westerbeck GmbH, Sassenburg) wieder zugeführt. Die Düngungen wurden in den Jahren 2002 und 2003 jeweils im Frühjahr und im Hochsommer und 2004 im Frühjahr durchgeführt. Die Mengen an zugeführten Nährelementen (in g m^{-2}) entsprachen den Mengen, die den Lysimeterplots zugeführt wurden (Tab. 4). Dazu wurde eine entsprechende Menge Dünger in Wasser gelöst und jeweils 0,2 l der Düngerlösung mit einer Spritzflasche gleichmäßig über einen Bestand verteilt. Zum Abwaschen von Düngerrückständen auf den Blättern und zur besseren Verteilung im Boden wurde jeder Plot danach noch mit 0,2 l Wasser gegossen.

2.2 Analysen von Pflanzen und Boden

2.2.1 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades

2.2.1.1 Einfärbung von VA-Mykorrhizastrukturen in den Wurzeln

Um Mykorrhizastrukturen in Pflanzenwurzeln quantifizieren zu können, müssen sie zunächst mit einem spezifischen, nur auf Pilzstrukturen ansprechenden Färbereagens sichtbar gemacht werden. Die Anfärbung erfolgte in Anlehnung an die Methoden von PHILLIPS & HAYMAN (1970) und BRUNDRETT ET AL. (1984) mit Trypanblau.

Ungefähr 1 g frisch ausgewaschene Wurzeln wurden in einem perforierten Eppendorf-Reaktionsgefäß 10 min lang in 10 %iger (m/v) Kaliumhydroxidlösung aufgehellt. Nach 2 min

Spülzeit mit destilliertem Wasser wurden die Wurzeln für 90 s in 2 M Salzsäure überführt. Die Ansäuerung der Wurzeln war notwendig, um die Mykorrhizastrukturen mit Trypanblau anzufärben. Dazu wurden die Wurzeln 10 min lang bei 60 °C in 0,05 %iger (m/v) Trypanblaulösung in Milchsäure:Glycerin:Wasser (1:1:1; v/v/v) inkubiert. In der Entfärbelösung (Milchsäure:Glycerin:Wasser; 1:1:1; v/v/v) wurde der überschüssige Farbstoff mindestens 12 h lang bei Raumtemperatur unter leichtem Schütteln (25 rpm) entfernt. Am nächsten Tag wurden die Wurzeln in ein mit Milchsäure gefülltes Szintillationsgefäß überführt und bis zur weiteren Untersuchung (Kap. 2.4) bei 4 °C gelagert.

Die Methoden von PHILLIPS & HAYMAN (1970) und BRUNDRETT ET AL. (1984) wurde in einigen Punkten verändert (Tab. 7). Die Gründe für die Veränderungen waren zum einen eine zu starke Schädigung der Wurzeln beim Aufhellungs- und Ansäuerungsschritt und zum anderen eine zu intensive Färbung beim Anfärbungsschritt (Abb. 9 und 10).

Tab. 7: Vergleich der Anfärbemethoden nach PHILLIPS & HAYMAN (1970) sowie BRUNDRETT ET AL. (1984) (Standardmethode) und der in dieser Arbeit modifizierten Methode.

Arbeitsschritt	Standardmethode	modifizierte Methode
Aufhellung	25 min in 10 %iger (m/v) KOH-Lösung bei 60 °C	10 min in 10 %iger (m/v) KOH-Lösung bei 60 °C
Ansäuerung	2 min in 2 M Salzsäure	90 s in 2 M Salzsäure
Anfärbung	20 min in 0,05 %iger (m/v) Trypanblaulösung	10 min in 0,05 %iger (m/v) Trypanblaulösung
Entfärbung	mind. 12 h in Milchsäure	mind. 12 h in Milchsäure:Glycerin:Wasser (1:1:1; v/v/v)

Durch eine Verkürzung der Aufhellungszeit mit Kaliumhydroxidlösung und der Ansäuerungszeit mit Salzsäure wurde erreicht, dass bei einer geringeren Anzahl der Wurzeln Gewebe beschädigt wurde (Abb. 9 A-D) oder der Zentralzylinder durch abgerissenes Rindenparenchym freigelegt wurde (Abb. 9 E und F).

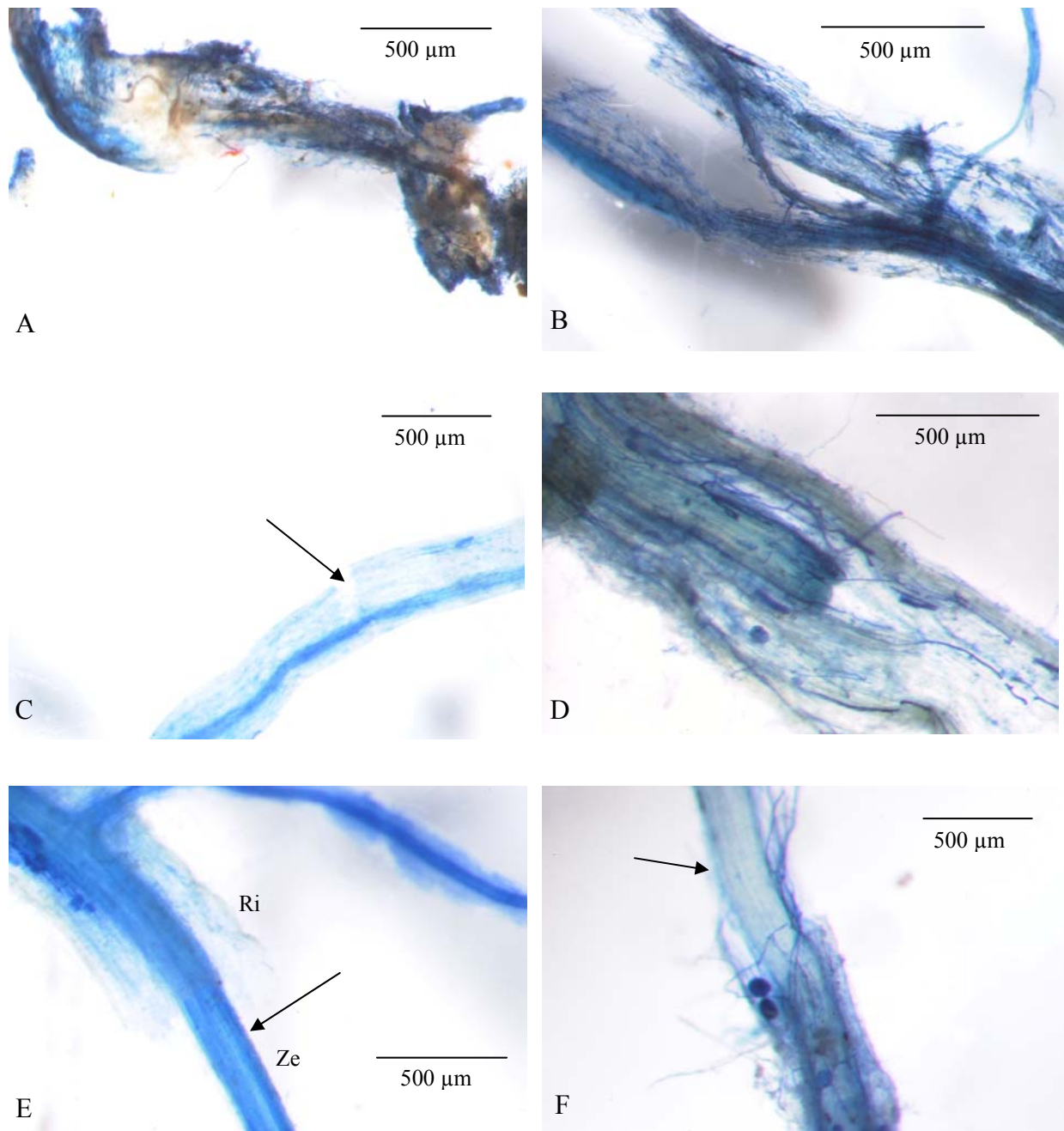


Abb. 9: Beschädigte Wurzeln von *Plantago lanceolata* nach dem Anfärben mit Trypanblau; A und B: völlig zerstörte Wurzeln; C und D: Schädigungen der Wurzelrinde (Pfeil); E und F: Freilegung des Zentralzylinders (Pfeile; Ri=Wurzelrinde, Ze=Zentralzylinder); Photos: Ulrike Füssel.

Durch eine Verkürzung der Anfärungszeit konnten Mykorrhizastrukturen besser von sonstigen Strukturen unterschieden werden, die ebenfalls von Trypanblau gefärbt wurden (z. B. Wurzelspitzen, Teile des Zentralzylinders).

Aufgrund der zu hohen Viskosität der Komponenten (Glycerin und Milchsäure) wurde die Entfärbelösung mit Wasser verdünnt. Dadurch konnten die Wurzeln in den Eppendorf-Reaktionsgefäßen besser umspült werden.

In Abb. 10 A und B sind nach Optimierung der Methode angefärbte Wurzeln von *P. lanceolata* aus den Lysimeterbeständen zu sehen. Abb. 10 C und D zeigen einen vergrößerten Ausschnitt mit intraradikalen Hyphen und Sporen.

Als Kontrolle wurden Wurzeln von steril angezogenen *P. lanceolata*-Pflanzen untersucht (Anzuchtbedingungen siehe Kap. 2.4.3.1). Diese wiesen einen sehr geringen Anteil mykorrhizierter Wurzellänge von $0,89 \pm 0,88$ % (Mittelwert \pm Standardfehler; $n=18$; siehe Tab. XXV im Anhang) auf (Abb. 10 E und F).

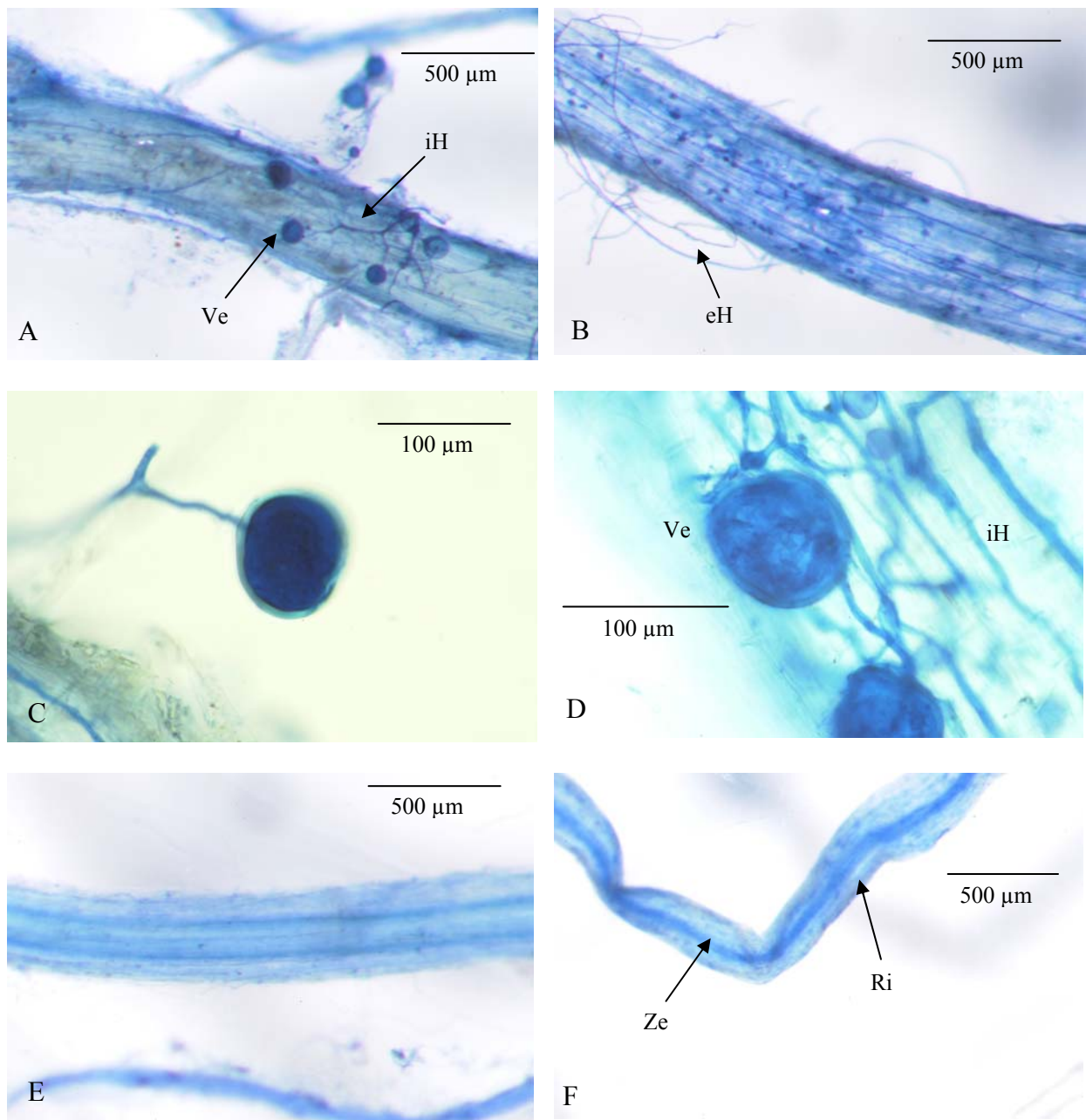


Abb. 10: Mit Trypanblau angefärbte *Plantago lanceolata*-Wurzeln mit (A, B, C, D) und ohne (E, F) VAM-Strukturen; eH=extraradikale Hyphen, iH=intraradikale Hyphen; Ri=Wurzelrinde; Ve=Vesikel; Ze=Zentralzylinder; Photos: Ulrike Füssel.

2.2.1.2 Quantifizierung der Mykorrhizainfektion der Wurzeln

Nach Anfärbung mit Trypanblau wurden die Mykorrhizastrukturen mit der Linien-Intersektions-Methode (BRUNDRETT ET AL., 1984; TENNANT, 1975) bestimmt. Zur eindeutigen Identifizierung von VA-Mykorrhizastrukturen wurde ein Kriterienkatalog erstellt (Tab. 8).

Tab. 8: Kriterienkatalog zur Identifizierung von VA-Mykorrhizastrukturen in den mit Trypanblau angefärbten Wurzeln.

Mit der Stereolupe identifizierte Strukturen	Erläuterung
Bläschenförmige Gebilde in den Wurzelrindenzellen	Vesikel
Bläschenförmige Gebilde außerhalb der Zellen bzw. außerhalb der Wurzeln	Sporen
Bäumchenartige Strukturen in den Wurzelrindenzellen	Arbuskel
Fädige interzelluläre Strukturen in der Wurzelrinde	Intraradikale Hyphen
Fädige Strukturen außerhalb der Wurzel	Extraradikale Hyphen
Stäbchenförmige Gebilde auf der Wurzeloberfläche	Keine VA-Mykorrhiza, sondern andere Mikroorganismen

Die ca. 1 cm langen angefärbten Wurzelsegmente einer jeden Unterprobe wurden in einer Petrischale ausgebreitet, auf deren Boden sich ein Raster der Weite 0,5 cm × 0,5 cm befand. Mit Hilfe einer Stereolupe (Carl Zeiss, Jena) wurden die Kreuzungspunkte aller Wurzelsegmente mit dem Raster und aller mykorrhizierten Wurzelsegmente mit dem Raster ausgezählt.

Der Mykorrhizierungsgrad der Pflanzenwurzeln wurde als der prozentuale Anteil der Wurzelsegmente angegeben, die eine der drei Pilzstrukturen (intraradikale Hyphen, Vesikel, Arbuskel) aufwiesen (Abb. 11).

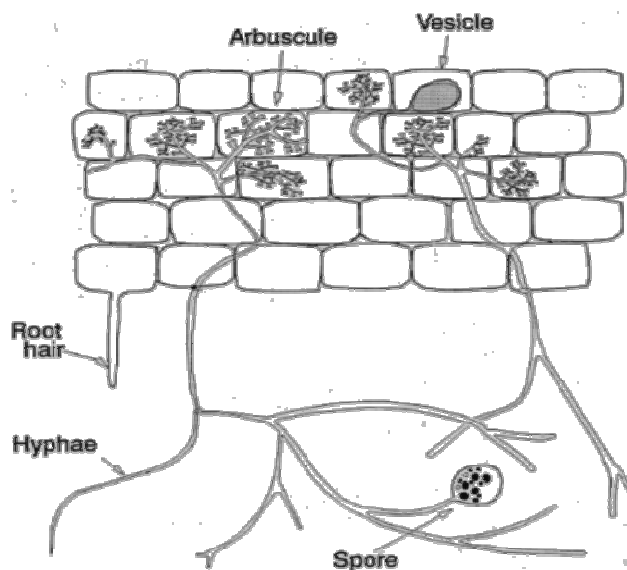


Abb. 11: Schematische Darstellung von VAM-Pilzstrukturen (Arbuskel, Vesikel, Hyphen und Sporen) (aus: ENGELS ET AL., 2000).

2.2.2 Bestimmung von Wurzelbiomasse und morphologischen Wurzelparametern

2.2.2.1 Auswaschen der Wurzeln

Zunächst wurden die entnommenen Bohrkerne mit einer Schere so lange gleichmäßig zerkleinert, bis keine Wurzelfragmente von über 1 cm Länge mehr auftraten. Die homogenisierte Probe wurde in einer Plastikwanne ausgebreitet und daraus mit einem Teelöffel zufällig eine Unterprobe entnommen (zur Größe der Unterproben siehe Kap. 2.2.2.2).

Aus der Unterprobe wurden die Wurzeln ausgewaschen und durch Abgießen in ein 500 µm-Analysensieb (Retsch GmbH & Co. KG, Haan) von der Suspension getrennt. Die ausgewaschenen Wurzeln wurden dann in einer durchsichtigen Kunststoffschale mit destilliertem Wasser ca. 0,5 cm hoch übergossen und mit Hilfe einer Pinzette von den übrigen, noch in der Probe befindlichen anorganischen und organischen Bodenbestandteilen getrennt.

2.2.2.2 Bestimmung der Wurzellängendichte mit der Linien-Intersektions-Methode

Die Bestimmung der Wurzellängendichte erfolgte direkt nach dem Auswaschen mit der Linien-Intersektions-Methode (NEWMAN, 1966, modifiziert von TENNANT, 1975). Dazu wurden die ausgewaschenen und von Bodenbestandteilen gereinigten Wurzeln in der durchsichtigen Kunststoffschale gleichmäßig verteilt und die Kunststoffschale auf einem Raster der Maschenweite $1 \times 1 \text{ cm}^2$ platziert.

Zur Bestimmung der Wurzellänge in der Probe wurden die Schnittpunkte der Wurzeln mit den Rasterlinien gezählt. Die Wurzellänge wurde mit folgender Formel berechnet:

$$\text{Wurzellänge (in cm)} = \frac{\pi}{4} \times \text{Anzahl der Schnittpunkte} \times \text{Rasterweite (in cm)}$$

Nach VAN NOORDWIJK (1993) wurde zur Minimierung des Variationskoeffizienten die Größe der Unterproben so gewählt, dass die Anzahl der Schnittpunkte pro Probe 200-400 betrug.

2.2.2.3 Bestimmung von Frisch- und Trockenmasse der ausgewaschenen Wurzeln

Zur Bestimmung der Frischmasse wurden die Wurzeln zunächst durch Filtration (Faltenfilter 597½, Durchmesser 185 mm, Schleicher & Schuell MicroScience GmbH) vom Wasser getrennt. Zur Entfernung von noch an der Wurzeloberfläche haftendem Wasser wurde das Fil-

terpapier mit den Wurzeln dann für genau 2 min auf zwei Lagen Zellstoff gelegt. Die Frischmasse der Wurzeln wurde durch Abwiegen auf einer Analysenwaage bestimmt.

Die Bestimmung der Trockenmasse erfolgte nach Trocknung bis zur Gewichtskonstanz bei 65 °C.

2.2.2.4 Berechnung weiterer morphologischer Wurzelparameter

Aus der Wurzellänge pro Probe, der Frisch- und Trockenmasse der Wurzeln sowie der Masse und dem Volumen der Bodenprobe wurden folgende morphologische Wurzelparameter berechnet:

- Wurzellängendichte (WLD) = Wurzellänge pro Volumeneinheit Boden (in cm cm^{-3}),
- spezifische Wurzellänge (SWL) = Wurzellänge pro Einheit Wurzeltrockenmasse (in m g^{-1}),
- durchschnittlicher Wurzeldurchmesser (WD) (in mm).

Wegen des hohen Wassergehalts im frischen Wurzelgewebe von ungefähr 90 % wurde in den Berechnungen eine Dichte von 1 g cm^{-3} zu Grunde gelegt.

Der Wurzeldurchmesser (WD) wurde über Gleichung (1) berechnet:

$$WD = 2\sqrt{\frac{V}{\pi \times WL}} \quad (\text{Gleichung 1})$$

WL: Wurzellänge der Stichprobe in mm,

V: Wurzelvolumen der Stichprobe in mm^3 (entspricht der Wurzelfrischmasse in mg).

2.2.3 Bodenanalysen zur Bestimmung des Gehalts an Nitrat und an pflanzenverfügbarem Phosphat

2.2.3.1 Bestimmung des Gehalts an CaCl_2 -extrahierbarem Nitrat im Boden

Zur Bestimmung des Nitratgehalts wurde der Boden nach der Entnahme aus den Lysimeterbeständen sofort auf 2 mm Korngröße gesiebt und weiterverarbeitet.

Die Bestimmung des Nitrat-Versorgungszustandes im Boden erfolgte spektralphotometrisch (Perkin Elmer, UV/VIS Spectrometer, Lambda) bei einer Wellenlänge von 210 nm nach der UV-Methode von NAVONE (1964) im Calciumchlorid-Extrakt ($12,5 \text{ mM CaCl}_2$).

Es wurden pro Lysimeterplot drei Bodenproben aus einer Tiefe von 0-25 cm mit einem Pürckhauer-Bohrstock (Durchmesser 2 cm) entnommen und vor der Analyse zu einer Mischprobe vereinigt. Die Probennahmen erfolgten im Februar 2004 und zu Beginn der Vegetationsperiode im April 2004.

Der Gehalt an CaCl_2 -extrahierbarem Nitrat war mit 0,3-0,6 mg pro 100 g Boden sehr gering (Tab. 9). Als Durchschnittswerte für extensiv bewirtschaftetes Grünland in Bayern werden von der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft 1,5-10 mg NO_3^- pro 100 g Boden angegeben (M. Dipolder, pers. Mitteilung). Im Februar bestanden zwischen den einzelnen Varianten keine signifikanten Unterschiede, im April war der Nitratgehalt im Acht-Arten-Bestand V5 am höchsten und im Grasbestand V1 am niedrigsten (Kruskal-Wallis-ANOVA und Tukey-Kramer-Test).

Tab. 9: Gehalt an CaCl_2 -extrahierbarem Nitrat im Boden der verschiedenen Lysimeterbestände im Februar (A) und im April 2004 (B) (V1 = Zwei-Gräser-Bestand, V2 = Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut, V3 = Bestand aus Gras und Rosettenkraut, V4 = Vier-Arten-Bestand, V5 = Acht-Arten-Bestand); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=10); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den einzelnen Pflanzenbeständen (Kruskal-Wallis-ANOVA und Tukey-Kramer-Test).

Zeitpunkt	NO_3^- -Gehalt im Boden (mg (100 g) ⁻¹)					ANOVA			
	V1	V2	V3	V4	V5	n	FG	H	p
A) Feb 04	0,53±0,03	0,60±0,03	0,51±0,02	0,54±0,03	0,59±0,10	10	4	4,81	0,307
B) Apr 04	0,30±0,02 a	0,45±0,04 ab	0,41±0,01 ab	0,41±0,05 ab	0,49±0,04 b	10	4	13,83	0,008

2.2.3.2 Bestimmung des Gehalts an pflanzenverfügbarem Phosphat im Boden

Zur Bestimmung des Gehalts an pflanzenverfügbarem Phosphat (P_{CAL}) wurde der Boden luftgetrocknet und auf eine Korngröße von 2 mm gesiebt.

Die Bestimmung des pflanzenverfügbaren Phosphats im Boden erfolgte spektralphotometrisch (Perkin Elmer, UV/VIS Spectrometer, Lambda) bei einer Wellenlänge von 772 nm mit der Molybdän-Blaufärbung nach MURPHY & RILEY (1962) im CAL-Extrakt (Calcium-Acetat-Lactat-Extrat) nach SCHÜLLER (1969).

Es wurde pro Lysimeterplot jeweils eine Bodenprobe aus den Tiefen von 0-10 cm und 10-25 cm mit einem Wurzelbohrer (Durchmesser 5 cm) entnommen. Die Probennahmen erfolgten Mitte Juni und Mitte September 2003 zum gleichen Zeitpunkt wie die Entnahme der Bohrkerne bzw. der *P. lanceolata*-Pflanzen zur Untersuchung der Mykorrhizierung (siehe Kap. 2.4).

Zwischen den unterschiedlichen Bodentiefen und zwischen den einzelnen Varianten bestanden weder im Juni noch im September 2003 signifikante Unterschiede im Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat (zweifaktorielle ANOVA) (Tab. 10). Der Boden war mit Mengen von ca. 7-11 mg P_2O_5 pro 100 g Boden ausreichend bis gut mit Phosphor versorgt (SCHILLING, 2000).

Tab. 10: Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat (P_{CAL}) im Boden der verschiedenen Lysimeterbestände in unterschiedlichen Tiefen (0-10 cm und 10-25 cm) im Juni (A) und im September 2003 (B) (V1 = Zwei-Gräser-Bestand, V2 = Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut; V3 = Bestand aus Gras und Rosettenkraut, V4 = Vier-Arten-Bestand, V5 = Acht-Arten-Bestand); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=5); keine signifikanten Unterschiede zwischen den Bodentiefen und zwischen den einzelnen Pflanzenbeständen (für Juni und September jeweils zweifaktorielle ANOVA).

Zeitpunkt	Tiefe	P_2O_5 -Gehalt im Boden (mg (100 g) ⁻¹)					ANOVA			
		V1	V2	V3	V4	V5	n	FG	F	p
A) Jun 03	0-10 cm	8,03±0,49	7,90±0,53	10,28±0,59	9,48±0,33	9,15±0,67	5	4	0,85	0,503
	10-25 cm	7,29±0,61	7,29±0,55	8,35±0,41	8,19±1,23	6,74±0,65				
B) Sep 03	0-10 cm	9,70±0,98	10,42±1,57	9,35±0,73	9,90±1,26	10,69±1,64	5	4	0,09	0,986
	10-25 cm	10,25±0,50	11,12±0,86	9,92±0,66	9,93±0,35	10,60±0,71				

2.2.3.3 Bestimmung des Trockensubstanzgehalts

Zur Berechnung des Gehalts an pflanzenverfügbarem Phosphat (P_{CAL}) und Nitrat im Boden wurde jeweils der Trockensubstanzgehalt der entnommenen Bodenproben nach Trocknung bis zur Gewichtskonstanz (105 °C) gravimetrisch bestimmt.

2.2.3.4 Bestimmung des Gehalts an Kohlenstoff und Gesamt-Stickstoff (C/N-Gehalt)

Die Bestimmung des Gehalts an Kohlenstoff und Gesamt-Stickstoff im Boden (C/N-Gehalt) erfolgte direkt aus den feingemahlenen Bodenproben mit einem C/N-Elementaranalyzer (vario MAX CNS).

Der C/N-Gehalt des Bodens aus den Lysimeterbeständen wurde zu Beginn des Experiments im Juni 2001 und nach Abschluss der Untersuchungen im Juni 2004 bestimmt. Aus jedem der 28 Lysimeterplots wurden jeweils drei Bodenproben aus den Tiefen 0-10 cm, 10-25 cm, 25-50 cm und 50-70 cm mit einem Pürckhauer-Bohrstock (Durchmesser 2 cm) entnommen und dann zu einer Mischprobe pro Plot und Tiefe vereinigt.

2.2.4 Pflanzenanalysen zur Bestimmung der Kohlenstoff- und Mineralstoffgehalte in der Wurzel- und Sprossbiomasse

Zur Bestimmung der Gehalte an Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen in Wurzel- und Sprossbiomasse wurde das Pflanzenmaterial zunächst bei 65 °C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet, das Trockengewicht ermittelt und anschließend mit einer Kugelmühle (Retsch MM 200) homogenisiert. Die Bestimmung des Gehalts an Kohlenstoff und Gesamtstickstoff erfolgte direkt im fein gemahlenen Pflanzenmaterial, während der Gehalt an den weiteren Makronährelementen Phosphor (P), Kalium (K), Calcium (Ca), Magnesium (Mg) und den Mikronährelementen Zink (Zn) und Kupfer (Cu) in der Nährstoffaufschlusslösung nach nasser Veraschung durch Druckaufschluss ermittelt wurde.

2.2.4.1 Nasse Veraschung durch Druckaufschluss

Zur Herstellung der Nährstoffaufschlusslösung wurden ungefähr 100 mg der feingemahlenen Pflanzenproben in einen Teflonbehälter eingewogen, mit 1 ml konz. Salpetersäure (p. a.) versetzt und im Muffelofen 6 h lang auf 160 °C erhitzt. Die Aufschlusslösung wurde dann quantitativ in einen 50 ml-Messkolben überführt und mit destilliertem Wasser bis zur Eichmarke aufgefüllt. Die verdünnten Aufschlusslösungen wurden über einen Blaubandfilter (S&S Rundfilter 589³, Durchmesser 110 mm, Schleicher & Schuell MicroScience GmbH) in Polyethylen-Weithalsflaschen filtriert und bis zur weiteren Verwendung bei 4 °C gelagert.

2.2.4.2 Bestimmung des Gehalts an Makro- und Mikronährelementen

Zur Bestimmung des Phosphat-Gehalts in den Pflanzenproben wurde die Ammonium-Molybdat-Vanadat-Methode nach GERICKE & KURMIES (1952) angewandt. Bei der nassen Veraschung durch Druckaufschluss wurde sämtlicher Phosphor in Orthophosphat überführt. Dieses bildet mit Ammoniummolybdat und Ammoniumvanadat einen gelben Farbkomplex, der spektralphotometrisch bei 436 nm nachgewiesen wurde (Perkin Elmer, UV/VIS Spectrometer, Lambda).

Der Gehalt an den Makronährelementen Kalium, Calcium und Magnesium sowie den Mikronährelementen Kupfer und Zink wurde direkt in der Aufschlusslösung ermittelt.

Der Kalium- und Calciumgehalt in den Pflanzenproben wurde flammenphotometrisch (Eppendorf Flammenphotometer, Netheler & Hin GmbH Hamburg) bei einer Wellenlänge von 768 nm (Kalium) bzw. 622 nm (Calcium) bestimmt.

Der Gehalt an Zink und Magnesium wurde mittels Atomabsorptionsspektroskopie (AAS) (Atomic Absorptions Spectrometer, Spectr. AA 400, Varian) bei einer Wellenlänge von 214 nm (Zink) bzw. 285 nm (Magnesium) gemessen. Kupfer wurde bei einer Wellenlänge von 325 nm mit der Graphitrohr-AAS (Zeeman Atomic Absorptions Spectrometer, Varian) analysiert.

Stickstoff wurde direkt aus der feingemahlten Pflanzensubstanz mit einem C/N-Elementaranalyzer (vario MAX CNS) bestimmt.

2.2.4.3 Bestimmung des Gehalts des schweren Stickstoff-Isotops ^{15}N im Pflanzenmaterial

Der Gehalt an ^{15}N und an Gesamtstickstoff wurde gaschromatographisch (Carlo Erba NA 1500) mit anschließender Isotopenmassenspektrometrie (Finnigan MAT Delta D) bestimmt. Die Analysen wurden von den Mitarbeitern der Zentralen Analytik des BITÖK (Bayreuther Institut für terrestrische Ökosystemforschung) durchgeführt.

2.3 Untersuchung der Bestandesbiomasse an Wurzeln und der Wurzelbiomassebildung mit der *Ingrowth-core*-Methode

2.3.1 Untersuchung der Bestandesbiomasse

Zur Untersuchung der Bestandesbiomasse wurden aus jedem der 25 bepflanzten Lysimeter-Plots mit einem Wurzelbohrer (Durchmesser 5 cm) jeweils drei Bohrkerne aus vier unterschiedlichen Bodentiefen (Oberboden: 0-10 cm und 10-25 cm; Unterboden: 25-50 cm und 50-70 cm) entnommen. Pro Variante und Tiefe wurden also jeweils 15 Proben genommen. Um Randeffekte zu minimieren, erfolgte die Probennahme in mindestens 15 cm Abstand von der Lysimeterbegrenzung, ansonsten aber zufällig über die Lysimeterfläche verteilt. Die Wahl des Bohrkerndurchmessers richtete sich nach den gängigen Angaben in der Literatur. BÖHM (1979) und OLIVEIRA ET AL. (2000) geben Durchmesser von 5-8 cm als günstig an. Geringere Durchmesser führen zu höheren Variationskoeffizienten und machen eine größere Anzahl an

Wiederholungen notwendig, bei größeren Durchmessern besteht – v. a. bei geringen Wurzellängendichten – die Gefahr, dass es bei der *Ingrowth-core*-Methode (s. u.) zu einer Unterschätzung der Wurzellängendichte kommt. Außerdem waren aus bodenkundlicher Sicht eine Erhöhung der Wiederholungszahl und größere Bohrkern Durchmesser aufgrund einer dann zu starken Störung der Wasser- und Nährstoffflüsse nicht möglich (G. Kossmann, pers. Mitteilung).

Aus den 10 Plots der Freilandflächen wurden jeweils zwei Bohrkern aus zwei unterschiedlichen Bodentiefen (Oberboden: 0-25 cm; Unterboden: 25-50 cm) entnommen. Eine Entnahme aus tieferen Bodenschichten war aufgrund des hohen Lehmannteiles in den Freilandflächen nicht möglich.

Die Probennahme erfolgte an der Lysimeteranlage zu Beginn der Untersuchungen im März 2002 und nach Abschluss des Experimentes im Juni 2004. Am Lindenhof konnte die erste Probennahme aufgrund des zu hohen Grundwasserspiegels im März erst im Juni 2002 erfolgen. Aus den Bohrkernen wurden die Wurzeln ausgewaschen sowie Wurzelbiomasse und morphologische Wurzelparameter bestimmt (vgl. Kap. 2.2.2).

2.3.2 Untersuchung des Zuwachses an Wurzelbiomasse mit der *Ingrowth-core*-Methode

Die Bestimmung des Zuwachses an Wurzelbiomasse während eines bestimmten Zeitraumes erfolgte mit der *Ingrowth-core*-Methode (OLIVEIRA ET AL., 2000). Bei dieser Methode werden zunächst Bohrkern entnommen, in die entstandenen Löcher anschließend röhrenförmige Säcke aus einem wurzeldurchlässigen Nylonnetz eingesetzt und diese mit wurzelfreiem Boden gefüllt; nach einem definierten Zeitraum werden die Säcke wieder entnommen. Die während dieser Periode in das Netz hinein gewachsenen Wurzeln können dann quantifiziert werden. Da aber eine Entnahme der Nylonnetze ohne eine Zerstörung von umgebender Pflanzendecke, Wurzeln und Bodenstruktur nicht möglich ist, wurde in der vorliegenden Arbeit auf das Einsetzen des Nylonnetzes verzichtet. Die nach der Entnahme der Proben zur Bestimmung der Bestandesbiomasse entstandenen Bohrlöcher wurden lediglich mit gesiebttem Boden (Korngröße 2 mm) gefüllt und dieser dann auf eine Lagerungsdichte von ca. $1,5 \text{ g cm}^{-3}$ (Unterboden) bzw. $1,3 \text{ g cm}^{-3}$ (Oberboden) verdichtet (vgl. Befüllung der Lysimeter, Kap. 2.1.2.2). Um das Wiederfinden von genau derselben Stelle bei der nächsten Probennahme zu gewährleisten, wurde jedes Bohrloch exakt vermessen. Außerdem wurde zusätzlich ein spezielles Füh-

rungsgestell angefertigt, um ein genaues Einbringen des Bohrstocks in der Vertikalen zu ermöglichen.

Die Probennahmen erfolgten an der Lysimeteranlage in den Jahren 2002 und 2003 jeweils zeitgleich mit dem Schnitt der oberirdischen Biomasse im Juni und September. Es wurden jeweils drei *Ingrowth-cores* pro Plot aus den Tiefen 0-10 cm, 10-25 cm, 25-50 cm und 50-70 cm entnommen. Am Lindenhof erfolgte die Probennahme ebenfalls zum Schnittzeitpunkt für die oberirdische Biomasse im September 2002. Hier wurden jeweils zwei *Ingrowth-cores* pro Plot aus den Bodentiefen 0-25 cm und 25-50 cm entnommen.

Aus den entnommenen *Ingrowth-cores* wurden die Wurzeln ausgewaschen und morphologische Wurzelparameter sowie die Wurzelbiomasse und der Gehalt an Kohlenstoff und Mineralstoffen (N, P, K, Mg, Ca) in der Wurzeltrockenmasse bestimmt (vgl. Kap. 2.2.2 und 2.2.4).

2.4 Untersuchungen zur VA-Mykorrhizierung

Bei den Untersuchungen zur VA-Mykorrhizierung wurden drei verschiedene Ansätze verfolgt. Zum einen wurde der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den verschiedenen Lysimeterbeständen bestimmt. Zum anderen wurde die Infektionsrate einer bestimmten Pflanzenart (*Plantago lanceolata*, Spitzwegerich) mit VA-Mykorrhizapilzen in Abhängigkeit von der Pflanzenartenzusammensetzung eines Bestandes untersucht. Des Weiteren wurde untersucht, inwieweit die Neuinfektion von steril angezogenen und neu in die Bestände eingebrachten *Holcus lanatus*-Pflanzen (sog. Phytometer) von der Artenzusammensetzung der Pflanzenbestände abhängt. Die Arbeiten wurden im Rahmen zweier dieser Dissertation angegliederten Diplomarbeiten durchgeführt (FÜSSEL ET AL., in Vorb. b).

2.4.1 Untersuchung der VA-Mykorrhizierung der Wurzeln in den Lysimeterbeständen

Mitte Juni 2003 wurden mit Hilfe eines Wurzelbohrers (Durchmesser 5 cm) pro Lysimeterplot jeweils eine Bodenprobe aus den Tiefen 0-10 cm und 10-25 cm entnommen und bis zur weiteren Verarbeitung im Kühlschrank bei 4 °C aufbewahrt.

Die Wurzeln wurden zunächst wie in Kap. 2.2.2.1 beschrieben aus den Bodenproben ausgewaschen und bis zur weiteren Verarbeitung (siehe Kap. 2.2.1) in destilliertem Wasser gela-

gert. Dazu wurden pro Bohrkern jeweils drei Unterproben von 10 g (Tiefe 0-10 cm) bzw. 25 g (Tiefe 10-25 cm) genommen.

Da die VA-Mykorrhizierung u. a. auch vom Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat im Boden beeinflusst wird, wurde in den entnommenen Bodenproben zusätzlich der Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat (P_{CAL}) bestimmt (siehe Kap. 2.2.3.2, Tab. 10).

2.4.2 Untersuchung der VA-Mykorrhizierung der Wurzeln und der Nährstoffgehalte im Spross von *Plantago lanceolata*

Zur Quantifizierung der Mykorrhizainfektion von *P. lanceolata* in den Lysimeterbeständen wurde der Mykorrhizierungsgrad bestimmt. Als Kontrollen wurden steril angezogene Pflanzen verwendet (Anzuchtbedingungen siehe Kap. 2.4.3.1).

Als Objekt zur Untersuchung der Mykorrhizierung wurde *P. lanceolata* ausgewählt, da diese Art zum einen eine hohe Abhängigkeit von VA-Mykorrhiza (*Mycorrhizal Dependency*; VAN DER HEIJDEN, 2002) besitzt und zum anderen eine hohe Abundanz in den betreffenden Beständen (V3, V4 und V5) aufzeigte.



Abb. 12: Habitus einer *Plantago lanceolata*-Pflanze aus den Lysimeterbeständen; Photo: Ulrike Füßel.

Im September 2003 wurden jeweils fünf nach dem Habitus beurteilte, gleichaltrige *P. lanceolata*-Pflanzen mit einem Pflanzenstecher aus jedem Lysimeterplot des Bestands aus *H. lanatus* und *P. lanceolata* (V3), des Vier-Arten-Bestands (V4) und des Acht-Arten-Bestands (V5) entnommen (Abb. 12). Nach der Entnahme wurde die oberirdische von der unterirdischen Biomasse getrennt.

In der oberirdischen Biomasse wurde der Gehalt an N, P, K, Ca, Mg, Cu und Zn bestimmt (vgl. Kap. 2.2.4). In den Wurzeln wurde die Infektion mit VA-Mykorrhizapilzen quantifiziert (vgl. Kap. 2.2.1).

Die Wurzeln jeder *P. lanceolata*-Pflanze wurden dazu in ca. 1 cm lange Stücke geschnitten und in drei Unterproben (ca. 15 bis 20 g Boden) geteilt, um einen repräsentativen Querschnitt zu erreichen. Nach dem Auswaschen wurden die Wurzeln bis zur Weiterverarbeitung in destilliertem Wasser gelagert.

Zusätzlich wurden Bodenproben zur Bestimmung des Gehalts an pflanzenverfügbarem Phosphat (P_{CAL}) entnommen (siehe Kap. 2.2.3.2, Tab. 10)

2.4.3 Untersuchung der Neuinfektion von *Holcus lanatus* in den Lysimeterbeständen

In diesem Teilexperiment wurden steril angezogene *H. lanatus*-Pflanzen (sog. Phytometer) in die Lysimeterbestände eingebracht. Als Phytometer wird eine Pflanze bezeichnet, mit deren Hilfe ein bestimmter Parameter quantifiziert werden kann.

H. lanatus wurde als Phytometer verwendet, da diese Art schnell wächst und sich deshalb für den kurzen Untersuchungszeitraum (von der Anzucht bis zur Ernte dreieinhalb Monate) anbot. Außerdem war *H. lanatus* als einzige Art in allen Varianten vertreten (Tab. 3).

Die Pflanzen wurden zunächst unter sterilen Bedingungen angezogen und nach vier Wochen in Plexiglasröhren in die Lysimeterbestände eingesetzt.

2.4.3.1 Pflanzenanzucht

Zur Anzucht von *H. lanatus* wurden zunächst Kunststoffschalen mit autoklaviertem Quarzsand (20 min bei 121 °C, 1,2 bar) aufgefüllt. Zur Sterilisierung wurden die Samen für zwei Minuten in 10 ml Natriumhypochloritlösung (6-14 % aktives Chlor, Merck, Darmstadt) eingelegt. Anschließend wurden die Samen mit destilliertem Wasser gespült und auf Zellstoff ausgebracht. Nach 3 min wurden die Samen gleichmäßig in den autoklavierten Quarzsand ausgesät.

Die Anzucht erfolgte im Gewächshaus bei Raumtemperatur und einer Beleuchtungsdauer von 12 h pro Tag (Halogenmetall dampflampen ES Leistungsstrahler, Typ 412/252, 50-60 Hz, 250 W; Photonenflussdichte: $235 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Zur Gewährleistung einer ausreichenden Mineralstoffversorgung wurden die Pflanzen jeden Tag mit 200 ml einer Nährlösung (Tab. 11) gegossen.

Die *P. lanceolata*-Pflanzen, die als Kontrolle bei der Optimierung der Anfärbemethode verwendet wurden, wurden unter denselben Bedingungen angezogen.

Tab. 11: Zusammensetzung der Nährlösung (pH 5,5-6,5) zur sterilen Anzucht von *P. lanceolata* und *H. lanatus*.

Makro-Nährelemente	Konzentration (mM)
Mg(NO ₃) ₂	6,0
KH ₂ PO ₄	2,6
CaCl ₂	6,0
K ₂ SO ₄	4,0
Mikro-Nährelemente	(μM)
Fe-EDTA	220,0
H ₃ BO ₃	0,9
MnSO ₄	14,0
ZnSO ₄	0,5
CuCl ₂	0,6
(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₇	0,3

2.4.3.2 Einsetzen der Phytometer in die Lysimeterbestände

Nach einem Monat wurden die Pflanzen Anfang April 2003 in Plexiglasröhren (Durchmesser 2 cm, Länge 25 cm) pikiert. Um ein Einwachsen von extraradikalen Pilzhyphen in die Plexiglasröhren und damit eine Neuinfektion der Phytometer zu ermöglichen, besaßen die Röhren Fenster, die mit einem feinmaschigen Nylonnetz der Weite 35 μm abgedeckt waren (nach JOHNSON ET AL., 2001) (Abb. 13). Bei dieser Maschenweite ist es den Hyphen von Mykorrhizapilzen mit 1-12 μm Durchmesser (MARSCHNER, 1995) noch möglich, durch die Maschen zu wachsen. Feinwurzeln mit einem durchschnittlichen Durchmesser von 50-300 μm (JUNGK, 2003) können jedoch am Eindringen gehindert werden. Es wurden jeweils zwei Röhren in jeden Lysimeterplot eingebracht.

Die Röhren wurden so in ein vorher gebohrtes Loch eingebracht, dass ihre obere Kante noch 1 cm aus dem Boden herausragte (Abb. 14). Dadurch sollte der Eintrag von Boden in die Röhren minimiert werden.

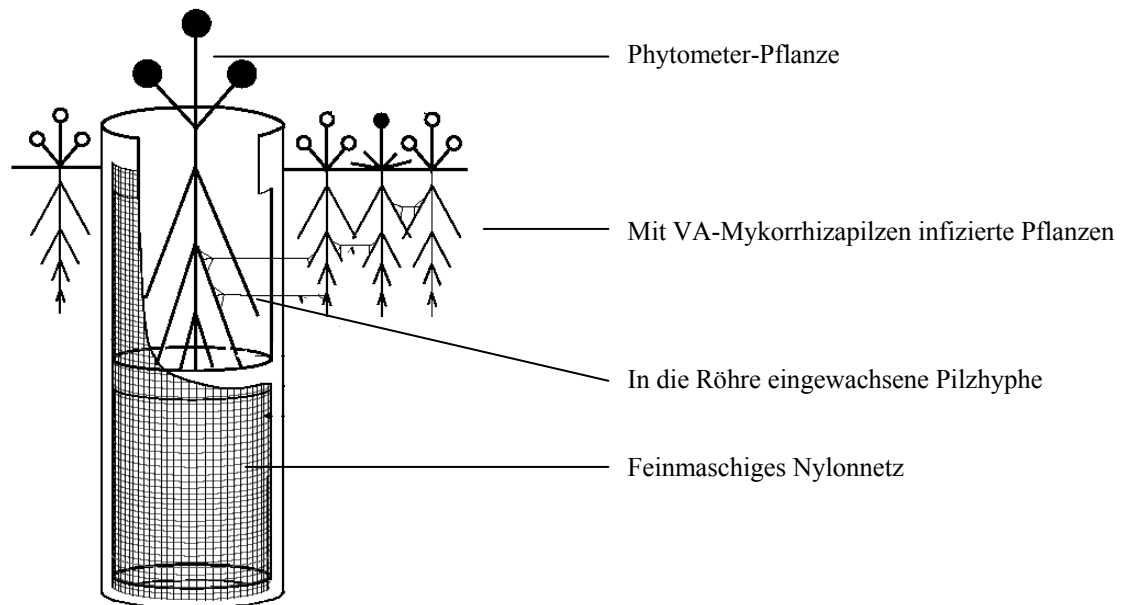


Abb. 13: Schematische Darstellung einer in die Lysimeterbestände eingebrachten Plexiglasröhre mit eingepflanztem Phytometer; aus JOHNSON ET AL. (2001), leicht verändert.



Abb. 14: In die Lysimeterbestände eingebrachte Phytometer; (A) in einem bewachsenen Plot, (B) in einem Nullplot (Mai 2003).

2.4.3.3 Probennahme

Sechs Wochen nach dem Einsetzen wurden die Plexiglasröhren Mitte Juni 2003 aus dem Boden entnommen und bis zur weiteren Bearbeitung bei -20°C eingefroren.

Zunächst wurden die Pflanzen nach dem Auftauen mit dem vollständigen Wurzelsystem vorsichtig aus den Plexiglasröhren entnommen. Die oberirdische Biomasse wurde von den Wurzeln abgetrennt und zur Bestimmung des Gehalts an P, Zn und Cu (siehe Kap. 2.2.4) im Trockenschrank bei 65°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet.

Die Wurzeln der *H. lanatus*-Pflanzen wurden unter fließendem Wasser ausgewaschen. Diejenigen Wurzeln, die in der Tiefe des Fensters in der Plexiglasröhre gewachsen waren, wurden von den restlichen Wurzeln getrennt und nach Bestimmung der Frischmasse in gleichgroße Stücke von ca. 1 cm Länge geschnitten.

Zur Quantifizierung der VA-Mykorrhizierung (siehe Kap. 2.2.1) wurden von jeder Probe drei Unterproben von 35 mg entnommen. Pro Variante wurden somit 30 Unterproben analysiert (2 Wiederholungen \times 3 Unterproben \times 5 Wiederholungen der Variante).

Als Kontrolle dienten unter sterilen Bedingungen angezogene *H. lanatus*-Pflanzen (siehe Kap. 2.4.3.1).

2.5 Untersuchung der Stickstoffaufnahme mit dem stabilen Isotop ^{15}N als Tracer

Zur Untersuchung der Stickstoffaufnahme wurden Experimente mit dem schweren Stickstoff-Isotop ^{15}N als Tracer durchgeführt. Dabei wurden zwei unterschiedliche Ansätze verfolgt.

Im ersten Ansatz wurde die Tiefenverteilung der Stickstoffaufnahme der Wurzeln durch Applikation einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung in verschiedene Bodentiefen (15, 40 und 60 cm) untersucht (siehe Kap. 2.5.1). Für die Aufnahmeexperimente wurde angereichertes Nitrat und nicht Ammonium verwendet, da Nitrat im Gegensatz zu Ammonium in weiten pH-Bereichen des Bodens mobil ist und daher geringere Applikationsmengen ausreichend sind (vgl. z. B. SCHACHTSCHABEL ET AL., 1998).

Im zweiten Ansatz wurden zu verschiedenen Zeitpunkten aus den Lysimetern entnommene Bohrkerne in einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung inkubiert, um die Stickstoff-Aufnahmekapazität der Wurzeln zu unterschiedlichen Zeitpunkten zu untersuchen (siehe Kap. 2.5.2).

Die Arbeiten wurden im Rahmen einer dieser Dissertation angegliederten Diplomarbeit von Ulrike Füssel durchgeführt (FÜSSEL ET AL., in Vorb. a).

2.5.1 Untersuchung der Stickstoffaufnahme durch Applikation einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung

2.5.1.1 Bestimmung des notwendigen Anreicherungsfaktors der Calciumnitratlösung und des Zeitraums zwischen Applikation und Ernte der Sprossbiomasse

Zur Abschätzung des notwendigen Anreicherungsfaktors der zu applizierenden Calciumnitratlösung sowie des notwendigen Zeitraums zwischen Applikation und Ernte der Sprossbiomasse wurde im August 2003 ein Vorversuch in einem natürlich gewachsenen Grünlandbestand im Ökologisch-Botanischen Garten durchgeführt.

In dem Grünlandbestand wurden insgesamt sechs *Plantago lanceolata*-Einzelpflanzen ungefähr gleichen Alters ausgesucht. Im Abstand von jeweils 5 cm von einer Pflanze wurden durch einen Polyethylenschlauch je 10 ml einer 50 mM, mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung (Anreicherungsfaktoren 10 at. %, 30 at. % bzw. 50 at. %) appliziert. Die Applikation erfolgte in die Bodentiefen 15 cm (Pflanzen 1, 2 und 3) und 30 cm (Pflanzen 4, 5 und 6) (Tab. 12). Um noch restliches, am Schlauch verbliebenes ^{15}N abzuwaschen, wurde mit jeweils 10 ml destilliertem Wasser nachgespült.

Jeweils 24 h, 48 h und 72 h nach der Applikation der Calciumnitratlösung wurden von jeder Pflanze zwei Blätter abgeschnitten und die Anreicherung an ^{15}N bestimmt.

Es wurde darauf geachtet, dass in der Sprossbiomasse eine deutliche Anreicherung an ^{15}N zu verzeichnen war. Die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte sollten aber aus methodischen Gründen nicht über 1000 ‰ liegen (G. Gebauer, pers. Mitteilung).

Als optimal stellten sich ein Anreicherungsfaktor von 10 at. % ^{15}N und ein Zeitraum von zwei Tagen zwischen Applikation und Ernte der Sprossbiomasse heraus (Rohdaten siehe Tab. XXX im Anhang).

Tab. 12: Schema zur Applikation einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung zur Bestimmung des notwendigen Anreicherungsfaktors und des Zeitraums zwischen Applikation und Ernte der Sprossbiomasse.

Anreicherungsfaktor	Applikation zu Pflanze					
	1	2	3	4	5	6
	in der Bodentiefe					
10 at. %	15 cm			30 cm		
30 at. %		15 cm			30 cm	
50 at. %			15 cm			30 cm

2.5.1.2 Applikation der Tracerlösung in den Lysimeterbeständen

Wegen der geringen Niederschlagsmenge und der hohen Tagesmitteltemperaturen im Sommer 2003 (Abb. 2 und 4, Kap. 2.1.2.1) war der Boden stark ausgetrocknet. Da ein geringer Bodenwassergehalt stark die Aufnahme mineralischer Nährelemente beeinträchtigt (BULJOVIC & ENGELS, 2001), wurde der Wassergehalt des Bodens zwei Wochen vor Beginn des Experimentes durch Bewässerung (an fünf Tagen jeweils 10 l pro Plot) auf Feldkapazität gebracht.

In jeden Lysimeter-Plot wurde jeweils ein Polyethylenschlauch (Durchmesser 10 mm) bis in 15 cm Tiefe (Oberboden), 40 cm und 60 cm (Unterboden) durch ein vorher gebohrtes Loch in den Boden eingebracht. Um die Auswirkung der lateralen Diffusion von Nitrat im Boden zu minimieren, wurden die drei Applikationsstellen so ausgesucht, dass sie an entgegengesetzten Enden eines Lysimeterplots lagen, aber – um Randeffekte zu minimieren – noch mindestens 15 cm von den Seitenkanten entfernt waren (Abb. 15).

In jeden Schlauch wurden dann 10 ml einer 50 mM Calciumnitratlösung (10 at. % ^{15}N ; Chemotrade, Leipzig) appliziert und mit 10 ml destilliertem Wasser nachgespült. Nach zwei Tagen wurde in einem Umkreis von 10 cm um jede Applikationsstelle die oberirdische Biomasse abgeschnitten und nach Pflanzenarten getrennt. Um zu kontrollieren, ob trotz der Entfernung der drei Applikationsstellen zueinander mit lateraler Diffusion von Nitrat zu rechnen war, wurde zusätzlich in der Mitte eines jeden Plots oberirdische Biomasse abgeschnitten (Radius 5 cm).

Zur Bestimmung der natürlichen Anreicherung an ^{15}N wurde außerdem direkt vor der Applikation der Tracerlösung in der Mitte eines jeden Plots oberirdische Biomasse (Radius 5 cm) abgeschnitten.

Nach dem Trocknen des Pflanzenmaterials wurde das Trockengewicht bestimmt und die Pflanzenproben fein gemahlen (siehe Kap. 2.2.4). Im Anschluss daran wurden die Anreicherung an ^{15}N und der Gehalt an Gesamtstickstoff im Pflanzenmaterial ermittelt (siehe Kap. 2.2.4.3).

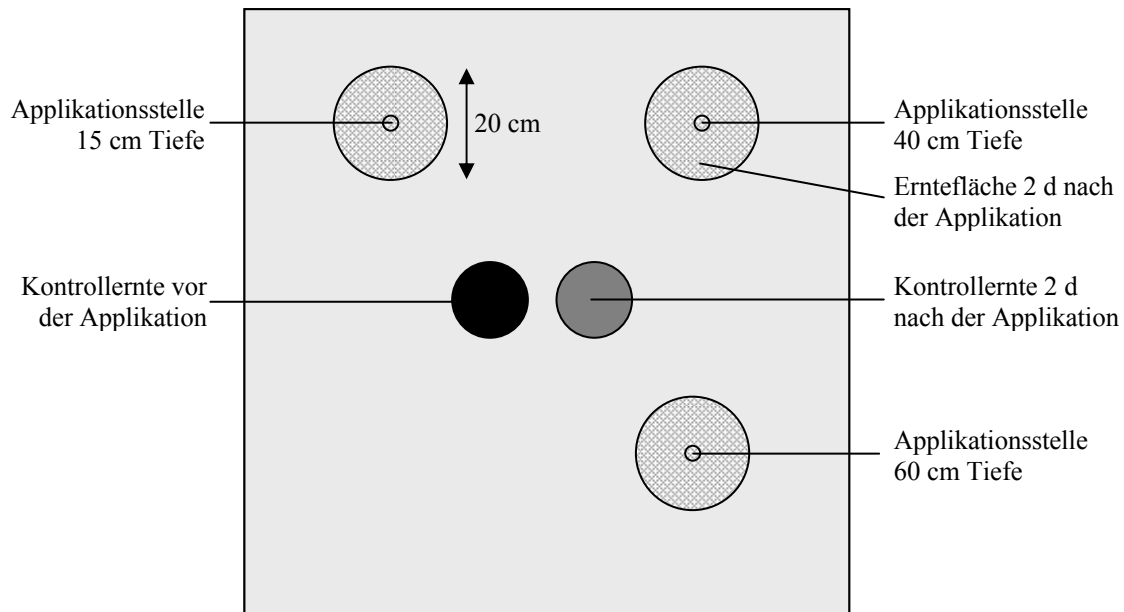


Abb. 15: Schematische Darstellung der Applikationsstellen für die mit ^{15}N angereicherte Calciumnitratlösung und Flächen für die Ernte der Sprossbiomasse in einem Lysimeterplot.

2.5.2 Untersuchung der Stickstoff-Aufnahmekapazität zu kritischen Zeitpunkten durch Inkubation von Wurzeln in einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung

Die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln wurde in Anlehnung an die Methode von BULOJCIC & ENGELS (2001) untersucht. Um die mechanische Beanspruchung der Wurzeln zu verringern und somit z. B. eine Schädigung der Wurzeloberfläche (Wurzelhaare) und der Zellmembranen zu minimieren, wurden die Wurzeln vor der Inkubation in der angereicherten Calciumnitratlösung nicht ausgewaschen, sondern stattdessen die vollständigen Bohrkerne inkubiert.

Zunächst wurden pro Lysimeterplot drei Bohrkerne mit einem Pürckhauer-Bohrstock (Durchmesser 2,0 cm) aus dem Oberboden (0-25 cm Tiefe) entnommen. Genau 30 min nach der Entnahme wurden die Bohrkerne in einem handelsüblichen Teenetz aus Baumwolle (nach EPSTEIN ET AL., 1963) für 30 min in einer 0,5 mM Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N ; Chemotrade, Leipzig) bei 25 °C unter leichtem Schütteln (50 rpm) inkubiert. Anschließend wurden die Bohrkerne zweimal jeweils 5 min lang in einer 0 °C kalten 5 mM ^{15}N -freien Calciumnitratlösung gewaschen, um noch im Apoplasten adsorbiertes, mit ^{15}N angereichertes Nitrat zu entfernen (ENGELS ET AL., 2000) und die Aufnahmesysteme zu inaktivieren (CLARKSON & WARNER, 1979).

Nach dem Auswaschen wurden Frisch- und Trockengewicht der Wurzeln bestimmt (siehe Kap. 2.2.2.3). Im fein gemahlenen Wurzelmaterial wurden die Anreicherung an ^{15}N und der Gehalt an Gesamtstickstoff bestimmt (siehe Kap. 2.2.4.3).

Um den Effekt einer Verarmung an Kohlenhydraten in den Wurzelzellen und damit einer Inaktivierung der für die Ionenaufnahme verantwortlichen Carrierproteine durch nicht mehr zur Verfügung stehende Energie zu minimieren, mussten die Bohrkerne spätestens 30 min nach Entnahme aus dem Boden in der Tracerlösung inkubiert werden (BLOOM & CALDWELL, 1998).

Die Untersuchungen wurden zu insgesamt fünf Zeitpunkten durchgeführt (Tab. 13). Für die beiden Inkubationsexperimente im September wurden Anfang August 2003 *Ingrowth-cores* (vgl. OLIVEIRA ET AL., 2000) gesetzt, für die übrigen Versuchszeitpunkte Mitte September 2003.

Zur Abschätzung der natürlichen ^{15}N -Anreicherung in den Pflanzenwurzeln wurde aus jedem Plot eine Teilprobe ausschließlich in 5 mM ^{15}N -freier Calciumnitratlösung inkubiert.

Tab. 13: Zeitpunkte zur Untersuchung der Stickstoff-Aufnahmekapazität von Wurzeln durch Inkubation in einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung sowie Bodentemperatur in 10 cm Tiefe (BT), Nitrat-Gehalt im Boden und mittlere Tagestemperatur (2 m Höhe) (T); Quelle klimatologische Daten: Abteilung für Mikrometeorologie, Universität Bayreuth.

Probennahmetermin	Datum	BT _{10 cm} (°C)	NO ₃ ⁻ (mg kg ⁻¹)	T (°C)
Zwei Tage vor dem Schnitt der oberirdischen Biomasse	13.09.03	14,9	n. b.	11,7
Zwei Tage nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse	17.09.03	14,6	4,00 [§]	13,4
Ende der Vegetationsperiode	01.11.03	6,9	n. b.	7,5
Nach einer Frostperiode im Winter	03.02.04	4,5	5,54 [*]	10,1
Beginn der Vegetationsperiode	19.04.04	8,5	4,12 [*]	10,2

[§] G. Kossmann, pers. Mitteilung; ^{*} Mittelwerte aus Tab. 9; n. b. = nicht bestimmt.

Untersuchung zur Differenzierung zwischen apoplastischer Adsorption und Aufnahme durch Membrantransport in den Symplasten

Um zu testen, ob während der Inkubation der Wurzeln in der mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung Stickstoff durch Membrantransport in den Symplasten der Wurzelzellen aufgenommen wurde oder ob der Stickstoff hauptsächlich im apoplastischen Raum adsorbiert wurde, wurde zum einen eine Versuchsreihe mit unterschiedlicher Anzahl von Waschschritten nach der Inkubation durchgeführt. Zum anderen wurden zur Denaturierung von Carrierprotei-

nen die Wurzeln vor der Inkubation bei 25 °C für 5 min bei 80 °C inkubiert. Zur Inaktivierung der Carrier wurden die Wurzeln nicht bei 25 °C, sondern bei 0 °C in Tracerlösung inkubiert (Tab. 14).

In einem zufällig ausgewählten Lysimeterplot (A2) wurden dazu insgesamt drei Proben entnommen und zu einer Mischprobe vereinigt. Diese Probe wurde homogenisiert (Wurzellänge ca. 1 cm) und in insgesamt 11 gleichgroße Teilproben unterteilt.

Tab. 14: Versuchsschema zur Differenzierung zwischen apoplastischer Adsorption und Aufnahme von Nitrat durch Membrantransport in den Symplasten.

Ansätze	Hitzebehandlung	Inkubation in Tracerlösung	Waschen mit 5 mM $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ -Lösung	Ziel
1-3	5 min bei 80 °C	30 min bei 25 °C	2×5 min	Hitzenaturierung der Carrier
4-6	/	30 min bei 0 °C	2×5 min	Kälteinaktivierung der Carrier
7-11	/	30 min bei 25 °C	1, 2, 3, 4 bzw. 5×5 min	Auswaschen von apoplastisch adsorbiertem Nitrat

Zwischen der Anzahl der Waschschrte und der Anreicherung an ^{15}N in den Wurzeln bzw. der Höhe der Stickstoffaufnahme in die Wurzeln war kein Zusammenhang zu erkennen (Tab. 15; Korrelation nach Pearson; $n=5$; $r=-0,06$, $p=0,92$ bzw. $r=0,66$, $p=0,23$). Die Anreicherung an ^{15}N in der Wurzeltrockenmasse und die Stickstoffaufnahme lagen bei den hitzenaturierten bzw. kälteinaktivierten Wurzeln signifikant unter der ^{15}N -Anreicherung in den Wurzeln, die bei 25 °C in der Tracerlösung inkubiert wurden (einfaktorielle ANOVA bzw. Kruskal-Wallis-ANOVA) (Tab. 16). Bei den kältebehandelten Wurzeln waren die ^{15}N -Anreicherung und die Stickstoffaufnahme signifikant höher als bei den hitzenaturierten (t-Test).

Tab. 15: Anreicherung und Gehalt an ^{15}N in der Wurzeltrockenmasse sowie Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse (WFM) nach Inkubation in 0,5 mM Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N) bei 25 °C und anschließender unterschiedlicher Anzahl von Waschschrten mit ^{15}N -freier 5 mM $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ -Lösung.

Behandlung mit 5 mM $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ -Lösung	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)	Stickstoffaufnahme ($\mu\text{mol N (g WFM x h)}^{-1}$)
1 x 5 min	245,01	0,46	0,44
2 x 5 min	208,04	0,44	0,30
3 x 5 min	212,62	0,44	0,37
4 x 5 min	324,33	0,48	0,58
5 x 5 min	175,62	0,43	0,53

Tab. 16: Anreicherung und Gehalt an ^{15}N in der Wurzeltrockenmasse sowie Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse (WFM) nach Inkubation in 0,5 mM Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N) bei 25 °C, 0 °C bzw. 80 °C; angegeben sind Mittelwerte und Standardfehler; signifikante Unterschiede im $\delta^{15}\text{N}$ -Wert durch Kleinbuchstaben, in der N-Aufnahmerate durch Großbuchstaben angegeben; einfaktorielle ANOVA bei $\delta^{15}\text{N}$ ($F=35,56$, $p<0,001$), Kruskal-Wallis-ANOVA bei Aufnahmerate ($H=8,73$, $p=0,013$), t-Test bei Vergleich 0°C vs 80°C ($\delta^{15}\text{N}$: $t=16,82$, $p<0,001$; Aufnahmerate: $t=5,84$, $p=0,004$).

Inkubation bei	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)	Stickstoffaufnahme ($\mu\text{mol N (g WFM} \times \text{h)}^{-1}$)
25 °C (n=5)	233,12 ± 25,31 a	0,45 ± 0,01	0,44 ± 0,05 A
0 °C (n=3)	47,12 ± 1,82 b	0,38 ± 0,00	0,07 ± 0,01 B
80 °C (n=3)	13,09 ± 0,88 c	0,37 ± 0,00	0,01 ± 0,00 C

2.5.3 Berechnung der Menge an aufgenommenem Stickstoff

Die Stickstoffaufnahme (in μmol pro Gramm Wurzelfrischmasse und Stunde) von den in der Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N) inkubierten Wurzeln wurde mit Gleichung 2 berechnet (GEBAUER, 2000):

$$N = (A' - A) \times N_{\text{con}} \times \frac{WFM}{TM} \times f \times \frac{1}{t} \quad (\text{Gleichung 2})$$

N: Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse (in $\mu\text{mol (g} \times \text{h)}^{-1}$)

A': ^{15}N -Gehalt (in at. %) in der untersuchten Pflanze nach der Inkubation

A: ^{15}N -Gehalt (in at. %) in der Kontrollpflanze vor der Inkubation

N_{con} : Stickstoff-Gesamtkonzentration in der untersuchten Probe (in $\mu\text{mol g}^{-1}$)

TM: Wurzeltrockenmasse (in g)

WFM: Wurzelfrischmasse (in g)

f: Anreicherungsfaktor der Tracerlösung ($= 100 \times ^{15}\text{N}$ -Anreicherung $^{-1}$)

t: Inkubationszeit (in h)

Die Menge an aufgenommenem Stickstoff in die Sprossbiomasse innerhalb von zwei Tagen nach Applikation der mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung (10 at. % ^{15}N) wurde mit Gleichung 3 berechnet (GEBAUER, 2000):

$$N = (A' - A) \times N_{\text{con}} \times TM \times f \quad (\text{Gleichung 3})$$

N: Stickstoffaufnahme in die Pflanze (in $\mu\text{mol (2 d)}^{-1}$)

A': ^{15}N -Gehalt (in at. %) in der untersuchten Pflanze nach der Tracerapplikation

A: ^{15}N -Gehalt (in at. %) in der Kontrollpflanze vor der Tracerapplikation

- N_{con} : Stickstoff-Gesamtkonzentration in der untersuchten Pflanze (in $\mu\text{mol g}^{-1}$)
TM: Trockenmasse der Pflanzensubstanz (in g)
f: Anreicherungsfaktor der Tracerlösung ($= 100 \times {}^{15}\text{N}$ -Anreicherung $^{-1}$)

2.6 Untersuchungen zur Dynamik von Feinwurzeln

2.6.1 Untersuchung des Wurzelwachstums verschiedener Pflanzenarten in Monokulturen

Zur Quantifizierung des Wurzelwachstums wurden in den Jahren 2002 und 2003 während der gesamten Vegetationsperiode von April bis Ende September im Abstand von vier Wochen sowie zusätzlich vor und nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse Mitte Juni und Mitte September im wöchentlichen Abstand Fotos von den Wurzelröhren mit einer Digitalkamera angefertigt. Die Fotos wurden in Quadraten von $10 \times 10 \text{ cm}^2$ bis zu einer Tiefe von 80 cm aufgenommen.

Zur Auswertung wurden die digitalisierten Bilder am Computer mit einem Gitternetz überlagert. Die Quantifizierung der Wurzellänge erfolgte mit der Linien-Intersektions-Methode (vgl. Kap. 2.2.2.2).

2.6.2 Untersuchung des Wurzelwachstums in den Lysimeterbeständen mit Hilfe von Minirhizotronen

Zur Untersuchung des Wurzelwachstums in hoher zeitlicher Auflösung wurden in die Lysimeter-Plots Minirhizotrone eingesetzt. Als Minirhizotrone werden durchsichtige Röhren aus Glas oder Kunststoff bezeichnet, die in den Boden eingebracht werden und eine kontinuierliche Beobachtung der an der Oberfläche entlangwachsenden Wurzeln ermöglichen. Diese nichtdestruktive Methode zur Untersuchung von Wurzeln wurde zum ersten Mal von BATES (1937) beschrieben, fand aber erst nach der Evaluation und Verfeinerung durch BÖHM (1974) breitere Anwendung.

In dieser Arbeit wurden Plexiglasröhren (Außendurchmesser 50 mm, Innendurchmesser 46 mm, Länge 100 cm) verwendet. Mit dem zur Entnahme der Bohrkerne verwendeten Wurzelbohrer wurde im Oktober 2002 pro Lysimeterplot jeweils ein Loch in einem Winkel von 30° zur Vertikalen gebohrt. In dieses Loch wurde die Plexiglasröhre vorsichtig mit einem Gum-

mihammer eingeschlagen. Um zu verhindern, dass während des Einbringens der Röhren Boden und später Feuchtigkeit von unten in die Röhren eindringt, wurde deren unteres Ende vorher mit einem spitz zulaufenden Kegel aus Polyamid verschlossen. Da Lichteinfall und Aufheizung der Röhren durch Sonneneinstrahlung das Wurzelwachstum beeinflussen (LEVAN ET AL., 1987), wurde das aus dem Boden herausstehende Ende der Röhren mit einem Gummistopfen verschlossen und mit einer reflektierenden, selbstklebenden Aluminiumfolie umwickelt.

Zur Quantifizierung der Wachstumsrate von Wurzeln in unterschiedlichen Bodentiefen wurden über ein in die Röhren eingeführtes Endoskop (Spezialanfertigung der Richard Wolf GmbH, Knittlingen) mit einer Digitalkamera (Nikon Coolpix 4500) Fotos in Tiefen von 30 und 50 cm angefertigt (Blickrichtung nach oben) (Abb. 16). Die fotografierten Ausschnitte umfassten eine Kreisfläche mit dem Radius 1 cm. Die Beobachtungen erfolgten während der Vegetationsperiode 2003 von April bis September in monatlichem Abstand, vor und nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse im Juni und September in wöchentlichem Abstand.

Zur Auswertung wurden die digitalisierten Bilder am Computer mit einem Gitternetz überlagert. Die Quantifizierung der Wurzellänge erfolgte mit der Linien-Intersektions-Methode (Kap. 2.2.2.2).

Die Plexiglasröhren wurden außerdem von KOSSMANN (2005) zur Messung der Bodenfeuchtigkeit mit einer TDR (*Time Domain Reflectometry*)-Sonde verwendet.

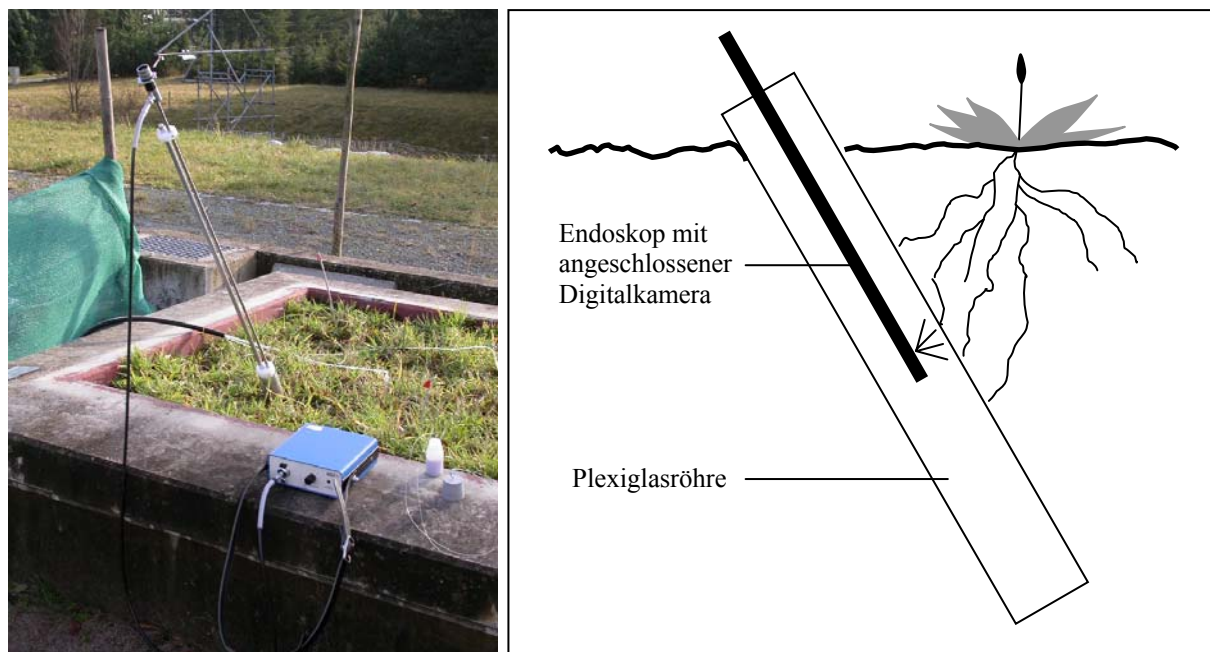


Abb. 16: Minirhizotron-Untersuchungen. Auf der Fotografie (links) ist das Endoskop, das in die in den Boden eingebrachte Plexiglasröhre eingefahren wird, zu erkennen; rechts: schematische Darstellung.

2.7 Statistische Auswertung und verwendete Software

Die statistische Auswertung erfolgte mit dem Programm Statistica 6.1 (STAT SOFT INC., TULSA, USA, 2004). Alle zu vergleichenden Stichproben wurden zunächst mit dem Kolmogorov-Smirnov-Test auf Normalverteilung und mit dem Levene-Test auf Varianzhomogenität getestet. Im Falle der Normalverteilung und Varianzhomogenität wurde zum Vergleich zweier Stichproben ein t-Test nach Student, zum Vergleich mehrerer Stichproben eine einfaktorielle Varianzanalyse (ANOVA) mit dem Tukey-HSD-Test (*Honest Significance Difference Test*) als post hoc-Prozedur durchgeführt. Zur Analyse der Effekte mehrerer Faktoren auf eine Variable wurde im Falle der Normalverteilung und Varianzhomogenität eine mehrfaktorielle Varianzanalyse durchgeführt. Wurden die Bedingungen für Normalverteilung oder Varianzhomogenität nicht erfüllt, wurde zum Vergleich zweier Stichproben ein Mann-Whitney-U-Test und zum Vergleich mehrerer Stichproben eine Kruskal-Wallis-ANOVA mit dem Tukey-Kramer-Test als post hoc-Prozedur angewandt.

Die Graphiken wurden mit den Programmen Microsoft Excel 2000 und Statistica 6.1 erstellt. In den Graphiken sind die Mittelwerte mit dem Standardfehler als Fehlerbalken dargestellt.

3 Ergebnisse

3.1 Aufnahmefähigkeit und Retentionsvermögen der Wurzeln

3.1.1 Morphologische Wurzelparameter, die im Zusammenhang mit dem Nährstoffaneignungsvermögen und dem Retentionsvermögen stehen

Das Nährstoffaneignungsvermögen der Wurzeln ist von morphologischen Wurzeleigenschaften abhängig, welche die Größe der Austauschfläche zwischen Boden und Wurzeln (z. B. Wurzellängendichte) sowie den Antransport von Nährstoffen durch Diffusion zur Wurzeloberfläche (z. B. Wurzeldurchmesser) beeinflussen. Die spezifische Wurzellänge (Wurzellänge pro Einheit Wurzeltrockenmasse) ist ein Maß für die „Investitionskosten“ der Pflanze zur Erschließung des Bodens durch Wurzeln.

In der vorliegenden Arbeit wurden diese morphologischen Wurzelparameter in den verschiedenen Lysimeterbeständen für die Zuwachspanoden 2002 und 2003 aus *Ingrowth-cores* und für die Bestandesbiomasse zu Beginn der Untersuchungen im März 2002 und am Ende der Untersuchungen im Juni 2004 aus Bohrkernen ermittelt. Die statistische Auswertung erfolgte mit einer dreifaktoriellen Varianzanalyse und dem Tukey-HSD-Test als post-hoc-Prozedur (Einflussfaktoren Bodentiefe, Bestandeszusammensetzung und Zuwachspanode bzw. Jahreszeit oder Jahr; Tab. 17).

3.1.1.1 Wurzellängendichte

Einfluss der Bodentiefe

Die Wurzellängendichte an neu zugewachsenen Wurzeln im Boden (WLD; angegeben in cm cm^{-3}) wurde aus den *Ingrowth-cores* bestimmt. Sie nahm bei allen Beständen in allen Untersuchungszeiträumen mit zunehmender Bodentiefe signifikant ab (Abb. 17 und 18). Die WLD erreichte aber auch noch in den tieferen Bodenschichten von 25-50 cm und 50-70 cm Werte zwischen 1 und 6 cm cm^{-3} Boden, also Werte, die als ausreichend hoch angesehen werden, um den Vorrat an mobilen bodenbürtigen Ressourcen, wie z. B. Nitrat-Stickstoff, vollständig räumlich zu erschließen (CLAASSEN & STEINGROBE, 1999).

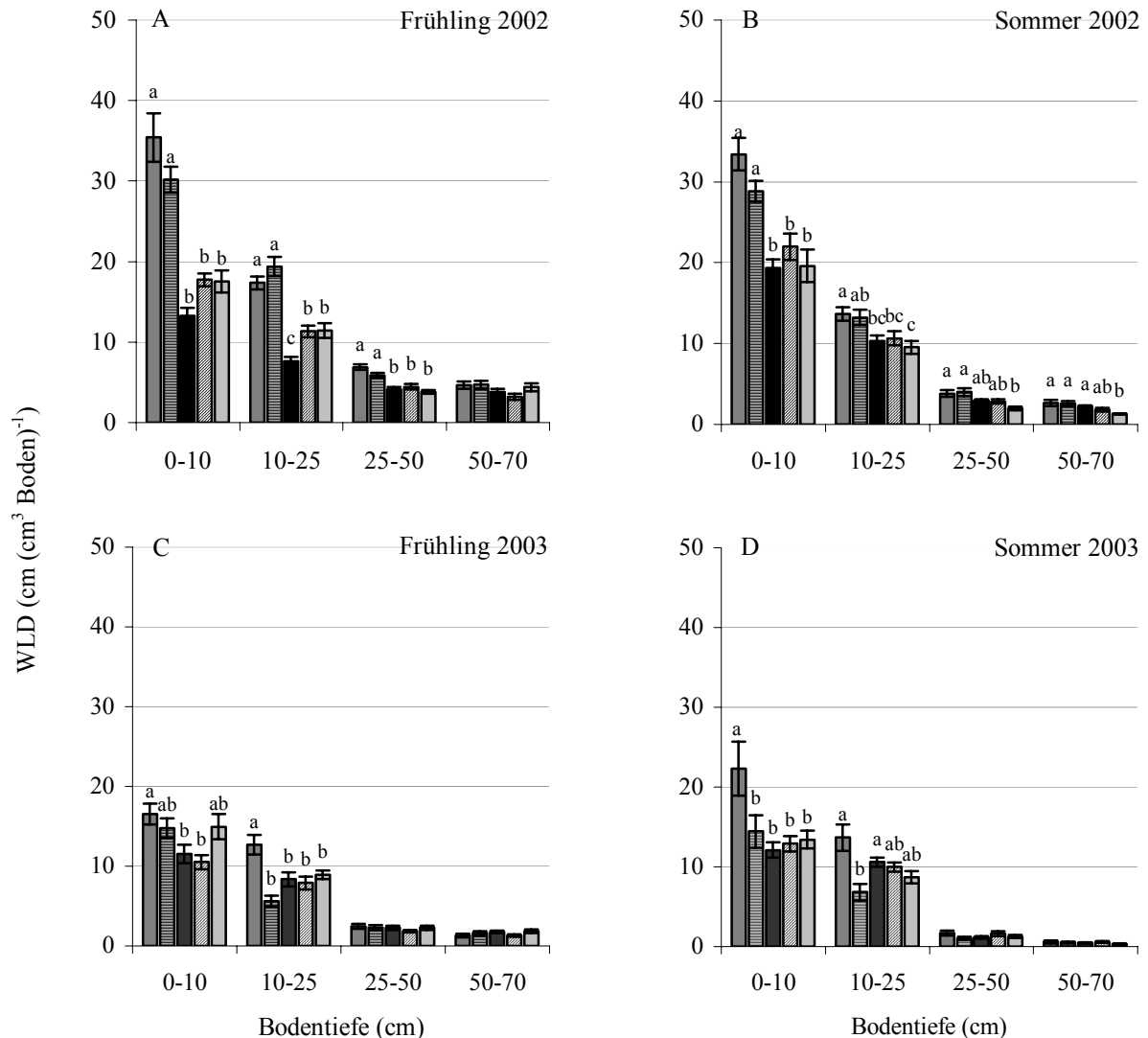


Abb. 17: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Wurzellängendichte (WLD) in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachspersioden Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D); ■ = V1 (Zwei-Gräser-Bestand), ▨ = V2 (Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut), ■ = V3 (Bestand aus Gras und Rosettenkraut), ▩ = V4 (Vier-Arten-Bestand), ▪ = V5 (Acht-Arten-Bestand); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb einer Bodentiefe (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 17).

Über alle Pflanzenbestände gemittelt war in beiden Untersuchungsjahren die Abnahme der WLD mit zunehmender Bodentiefe im Sommer jeweils etwas stärker ausgeprägt als im Frühling (Abb. 18 B, C und D). Zwischen den fünf Beständen gab es dabei jedoch zum Teil Unterschiede.

Im Frühling 2002 war die Abnahme der WLD zu beiden Jahreszeiten bei den von *Holcus lanatus* dominierten Beständen V1 (*H. lanatus* und *Arrhenatherum elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *Geranium pratense*) wesentlich stärker ausgeprägt als bei V3 (*H. lanatus* und *Plantago lanceolata*), V4 (Vier-Arten-Kombination) und V5 (Acht-Arten-Kombination) (Abb. 17 A). Im Sommer 2002 waren diese Unterschiede nicht mehr so stark ausgeprägt, da bei V3, V4

und V5 der Anteil der Wurzeln im Oberboden im Vergleich zum Frühling etwas zugenommen hatte (Abb. 17 B).

Im zweiten Untersuchungsjahr nahm die WLD mit zunehmender Bodentiefe dagegen lediglich im Sommer beim Grasbestand V1 etwas stärker ab als bei den anderen Varianten (Abb. 17 C und D).

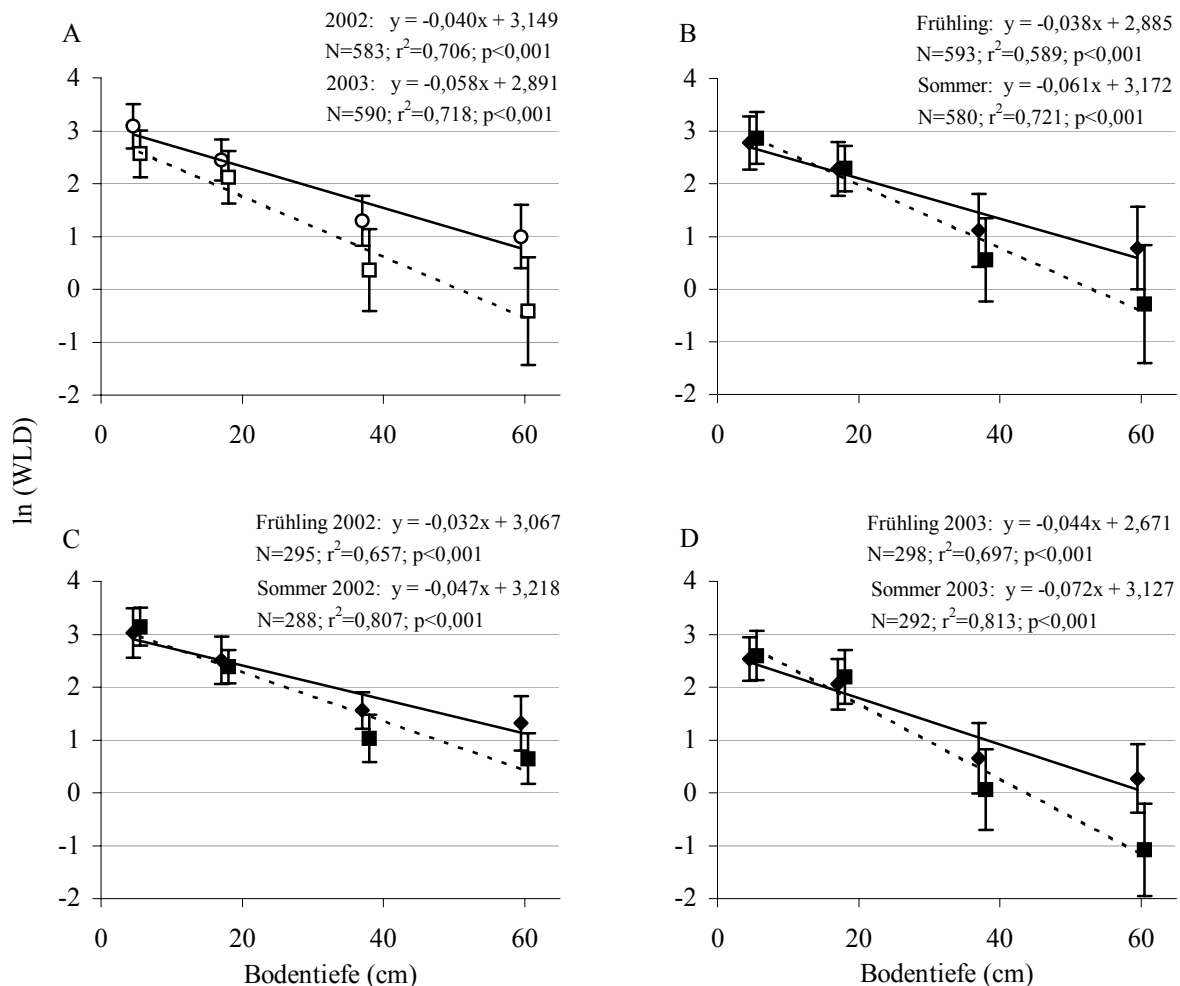


Abb. 18: Einfluss der Zuwachsperiode auf die Abnahme der Wurzellängendichte (WLD) mit zunehmender Bodentiefe in den Lysimeterbeständen; halblogarithmische Darstellung; gezeigt sind Mittelwerte und Standardabweichung; Regressionsgleichungen über Korrelation nach Pearson; \circ = 2002, \square = 2003, \blacklozenge = Frühling, \blacksquare = Sommer.

Einfluss des Untersuchungsjahres und der Jahreszeiten

Die WLD war – über alle Bodentiefen gemittelt – bei allen Beständen im zweiten Untersuchungsjahr signifikant niedriger als 2002 (Abb. 19 A). Bei V1 und V2 war die Abnahme stärker ausgeprägt als bei V3, V4 und V5. Diese Unterschiede zwischen den Beständen traten jedoch nur im Oberboden (0-10 cm und 10-25 cm) auf.

Ein Einfluss der Jahreszeiten auf die WLD konnte – über alle untersuchten Bodentiefen gemittelt – nur im Jahre 2002 bei V1 und V2 gefunden werden (Abb. 19 B und C). Bei diesen beiden Beständen war die WLD im Frühling signifikant höher als im Sommer. Bei Betrachtung der einzelnen Bodentiefen wurden aber auch jahreszeitliche Unterschiede bei den anderen Beständen deutlich. Während die WLD bei V1 und V2 in allen vier Bodentiefen im Sommer signifikant niedriger war als im Frühling, traf dies bei den anderen drei Beständen nur für die Wurzeln im Unterboden zu. In der obersten Bodenschicht (0-10 cm) war die WLD bei V3 im Sommer signifikant, bei V4 und V5 tendenziell höher als im Frühling (Abb. 17 A und B). Im Jahr 2003 war die WLD dagegen nur beim Grasbestand V1 in der obersten Bodenschicht (0-10 cm) im Sommer signifikant höher als im Frühling, im Unterboden bei allen Beständen tendenziell niedriger (Abb. 17 C und D).

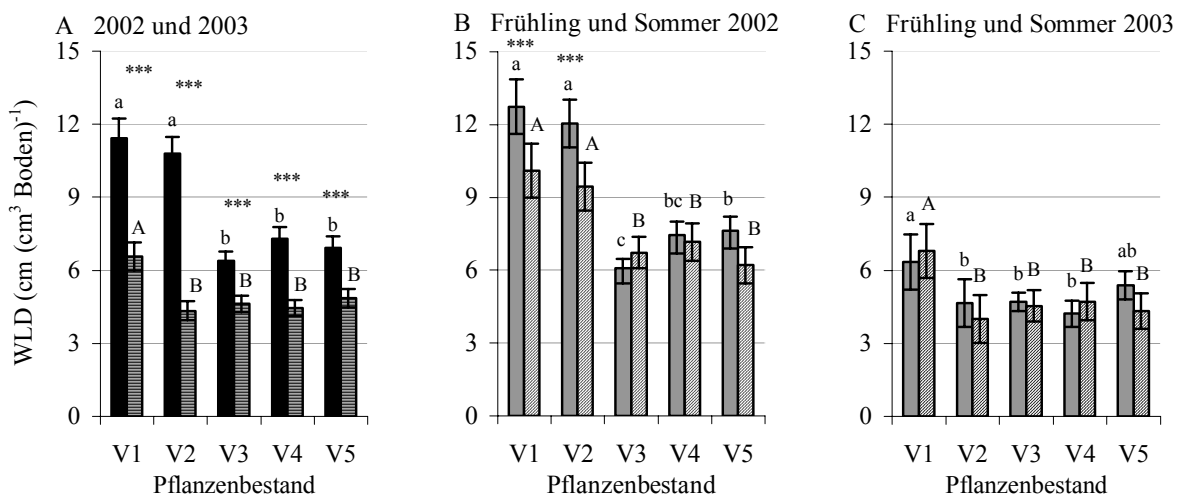


Abb. 19: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Wurzellängendichte (WLD) in den Lysimeterbeständen; A) 2002 und 2003, B) Frühling und Sommer 2002, C) Frühling und Sommer 2003; ■ = 2002, ▨ = 2003, ■ = Frühling, ▩ = Sommer; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=120 bei A, n=60 bei B und C); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen, *** kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Untersuchungszeiträumen (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test, siehe Tab. 17).

Einfluss der Bestandeszusammensetzung

Ein Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die WLD wurde in beiden Untersuchungsjahren ermittelt, war aber 2002 wesentlich ausgeprägter als 2003 (Abb. 19 A). In beiden Jahren war die WLD – über alle Bodentiefen gemittelt – beim Grasbestand V1 signifikant höher als bei V3, V4 und V5, deren Wurzellängendichten sich nicht signifikant voneinander unterschieden. Die WLD bei V2 unterschied sich im Jahr 2002, als dieser Bestand zu annähernd 100 % von *H. lanatus* dominiert wurde (vgl. Abb. 41), nicht von der WLD im Grasbestand V1 (Anteil von *H. lanatus*: 90 %). Im zweiten Untersuchungsjahr, nachdem *H. lanatus* im

Winter durch Frosttrocknis stark reduziert wurde, wurden jedoch keine Unterschiede mehr zwischen V2 auf der einen Seite und V3, V4 und V5 auf der anderen Seite gefunden.

Das Ausmaß der Unterschiede zwischen den einzelnen Beständen hing zudem von der Bodentiefe ab. Im Oberboden waren sie in allen Untersuchungszeiträumen ausgeprägter als im Unterboden (Abb. 17). Beispielsweise wurden 2003 im Unterboden keine signifikanten Unterschiede mehr gefunden.

Tab. 17: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung von Wurzellängendichte (WLD), durchschnittlichem Wurzeldurchmesser (WD) und spezifischer Wurzellänge (SWL) aus den *Ingrowth-cores* in den Lysimeterbeständen.

Effekt	FG	WLD		WD		SWL	
		F	p	F	p	F	p
Variante	4	167,56	<0,001	34,14	<0,001	175,49	<0,001
Tiefe	3	1322,63	<0,001	238,89	<0,001	99,75	<0,001
Jahr	1	822,98	<0,001	179,12	<0,001	824,31	<0,001
Jahreszeit	1	4,92	0,027	19,21	<0,001	162,64	<0,001
Zuwachsperiode	3	312,86	<0,001	76,06	<0,001	642,94	<0,001
Variante × Tiefe	12	23,68	<0,001	3,81	<0,001	1,11	0,346
Variante × Jahr	4	56,25	<0,001	43,29	<0,001	64,60	<0,001
Variante × Jahreszeit	4	6,24	<0,001	10,44	<0,001	5,72	<0,001
Variante × Zuwachsperiode	12	28,37	<0,001	20,63	<0,001	40,32	<0,001
Tiefe × Jahr	3	58,99	<0,001	2,17	0,090	3,62	0,013
Tiefe × Jahreszeit	3	6,86	<0,001	2,85	0,036	24,54	<0,001
Tiefe × Zuwachsperiode	9	25,85	<0,001	2,83	0,003	20,36	<0,001
Variante × Tiefe × Jahr	12	6,93	<0,001	2,51	0,003	2,39	0,005
Variante × Tiefe × Jahreszeit	12	0,64	0,814	1,34	0,191	0,87	0,575
Variante × Tiefe × Zuwachsperiode	36	3,41	<0,001	2,38	<0,001	2,38	<0,001

3.1.1.2 Durchschnittlicher Wurzeldurchmesser

Einfluss der Bodentiefe

Der durchschnittliche Wurzeldurchmesser (WD; angegeben in mm) war – alle Bestände und Zuwachsperioden betrachtet – im Unterboden (Bodentiefen 25-50 cm und 50-70 cm) signifikant höher als im Oberboden (0-10 cm und 10-25 cm) (Abb. 20).

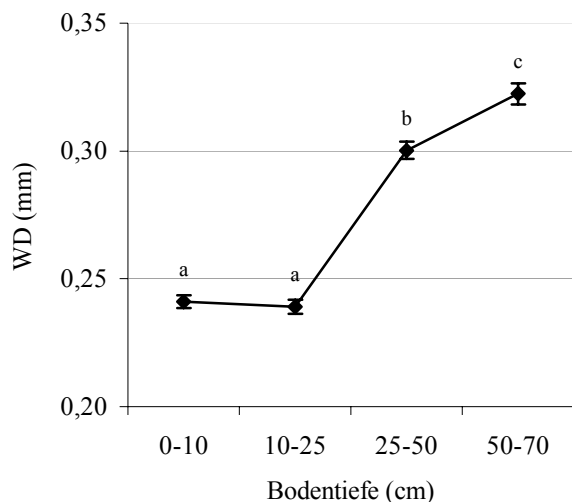


Abb. 20: Einfluss der Bodentiefe auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser (WD) in den Lysimeterbeständen; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=300); verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Bodentiefen; dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test (siehe Tab. 17).

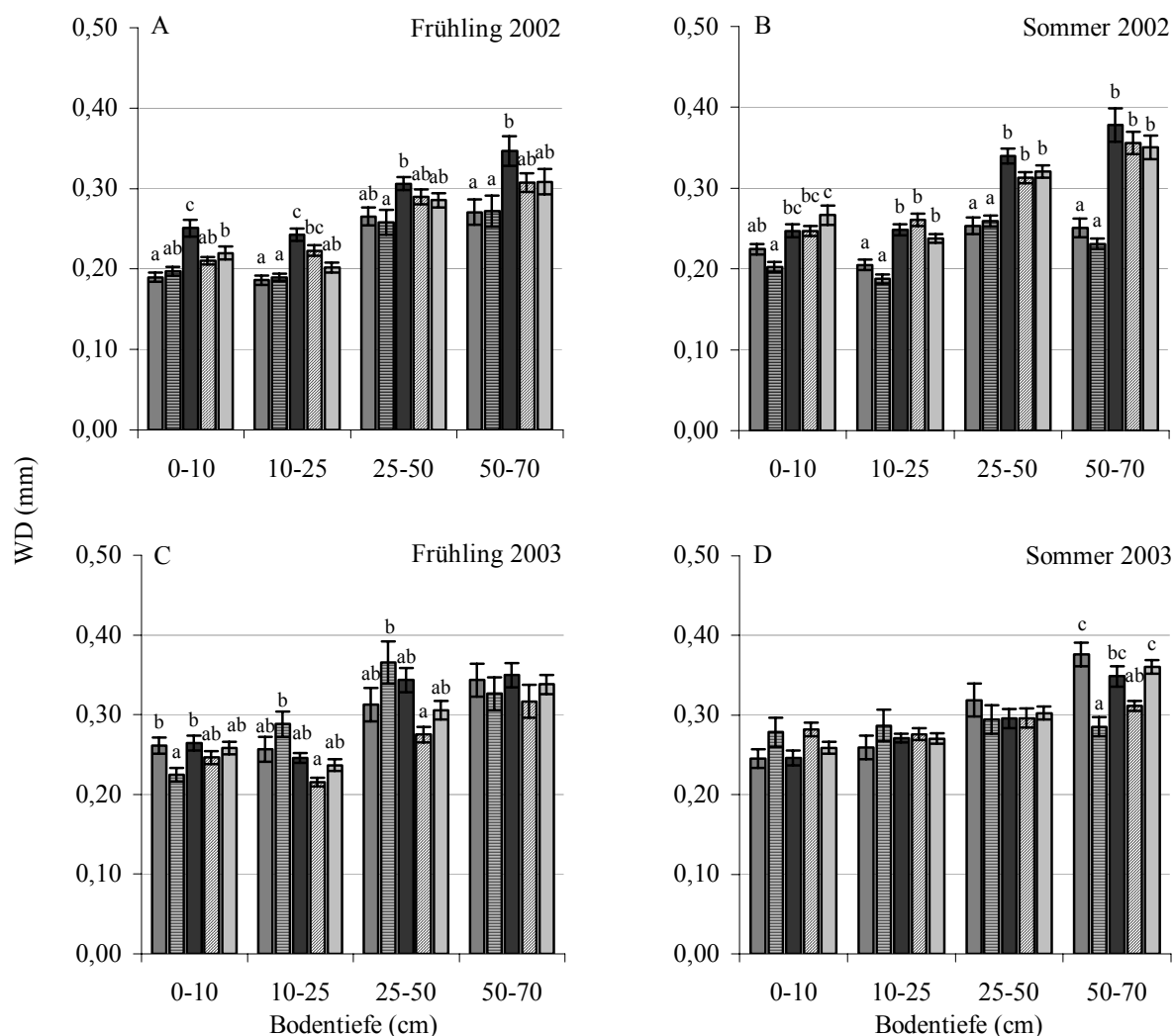


Abb. 21: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser (WD) in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachperioden Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb einer Bodentiefe (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 17); ■ = V1; ▨ = V2; ■ = V3; ▩ = V4; □ = V5.

Im Jahr 2002 war bei den zu diesem Zeitpunkt vom Gras *H. lanatus* dominierten Beständen V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) ein deutlicher „Sprung“ zwischen Ober- und Unterboden zu erkennen, während die Bodentiefe den WD innerhalb dieser beiden Bodenschichten nicht beeinflusste. Bei den anderen drei Beständen V3, V4 und V5 nahm dagegen der WD im Unterboden mit zunehmender Bodentiefe zu (Abb. 21 A und B). Im zweiten Untersuchungsjahr nahm der WD auch mit zunehmender Bodentiefe zu, der Unterschied zwischen V1 und V2 auf der einen Seite und V3, V4 und V5 auf der anderen Seite trat dagegen nicht auf (Abb. 21 C und D).

Einfluss des Untersuchungsjahres und der Jahreszeiten

Im Jahr 2003 war der WD bei V1 und V2 signifikant höher als 2002, bei den anderen Beständen wurden keine Unterschiede zwischen den beiden Jahren gefunden (Abb. 22 A).

Ein Einfluss der Jahreszeiten auf den WD war nur beim Vier-Arten- (V4) und Acht-Arten-Bestand (V5) zu erkennen (Abb. 22 B und C). In beiden Untersuchungsjahren hatten die in den Sommermonaten Juni bis September entstandenen Wurzeln einen höheren WD als die im Frühling gewachsenen. Signifikant waren die Unterschiede aber nur im Jahr 2002.

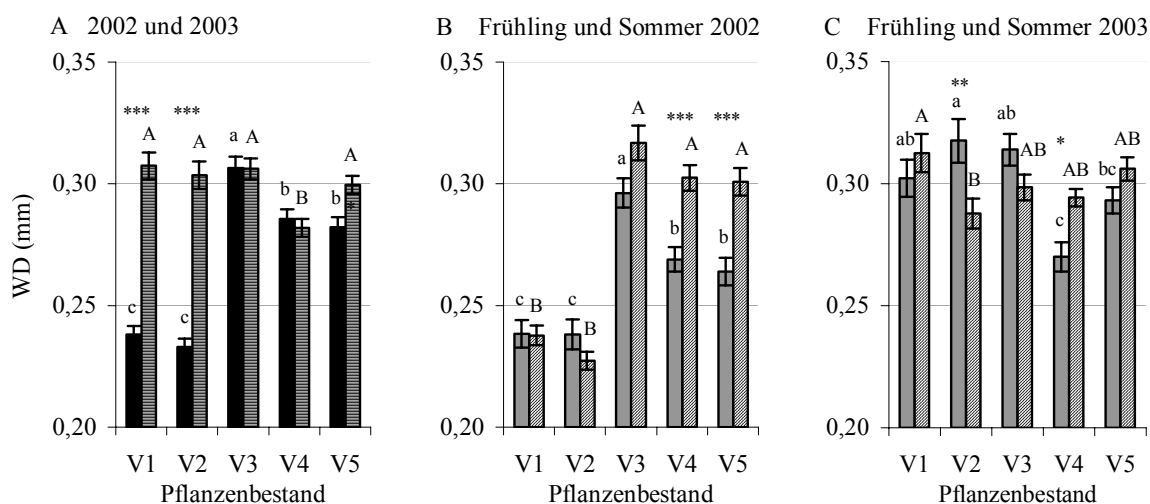


Abb. 22: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser (WD) in den Lysimeterbeständen; A) 2002 und 2003. B) Frühling und Sommer 2002, C) Frühling und Sommer 2003; ■ = 2002, ▨ = 2003, ■ = Frühling, ▨ = Sommer; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=120 bei A, n=60 bei B und C); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen, Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Untersuchungszeiträumen; dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test (siehe Tab. 17).

Einfluss der Bestandeszusammensetzung

Auswirkungen der Bestandeszusammensetzung auf den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser konnten in beiden Untersuchungsjahren nachgewiesen werden, waren aber 2002 wesentlich stärker ausgeprägt als 2003 (Abb. 22 A). Der WD war im ersten Untersuchungsjahr sowohl im Frühling als auch im Sommer in fast allen Bodentiefen bei den grasdominierten Beständen (V1 und V2) signifikant niedriger als beim Zwei-Arten-Bestand aus *H. lanatus* und *P. lanceolata* (V3) (Abb. 21 A und B). Beim Vier-Arten- (V4) und Acht-Arten-Bestand (V5) war dagegen ein Jahreszeiten-Effekt zu verzeichnen: hier ähnelten die in den Frühlingsmonaten gewachsenen Wurzeln in ihrem Durchmesser mehr den grasdominierten Beständen V1 und V2, während die im Sommer gewachsenen Wurzeln in allen Bodentiefen ähnliche Durchmesser wie in Bestand V3 besaßen.

Im Jahr 2003 waren zwar auch in einigen Bodentiefen signifikante Unterschiede im WD zwischen den Beständen zu erkennen, ein über alle Bodentiefen hinweg gültiger Trend wie 2002 kann allerdings nicht beschrieben werden (Abb. 21 C und D). Generell war der WD in V1 und V2 im Jahr 2003 signifikant höher als 2002, während sich die Werte bei den übrigen drei Beständen nicht voneinander unterschieden (Abb. 22 A).

3.1.1.3 Spezifische Wurzellänge

Einfluss der Bodentiefe

Die spezifische Wurzellänge (SWL; angegeben in m Wurzellänge pro g Trockenmasse) war – über alle Bestände und Zuwachsperioden gemittelt – im Unterboden (25-50 cm und 50-70 cm) signifikant niedriger als im Oberboden (0-10 cm und 10-25 cm) (Abb. 23 A). Insgesamt war bei allen Pflanzenbeständen in beiden Untersuchungsjahren der Einfluss der Bodentiefe auf die SWL bei den in den Sommermonaten Juni bis September gewachsenen Wurzeln größer als bei den zu Beginn der Vegetationsperiode gebildeten (Abb. 23 B). Zwischen den fünf Pflanzenbeständen gab es dabei jedoch zum Teil beträchtliche Unterschiede.

Bei den im Frühling 2002 neu entstandenen Wurzeln war bei keinem Pflanzenbestand ein signifikanter Einfluss der Bodentiefe auf die SWL zu beobachten (Abb. 23 C und 24 A). Bei dem Bestand aus *H. lanatus* und *P. lanceolata* (V3) und dem Acht-Arten-Bestand (V5) nahm die SWL mit zunehmender Bodentiefe sogar tendenziell leicht zu.

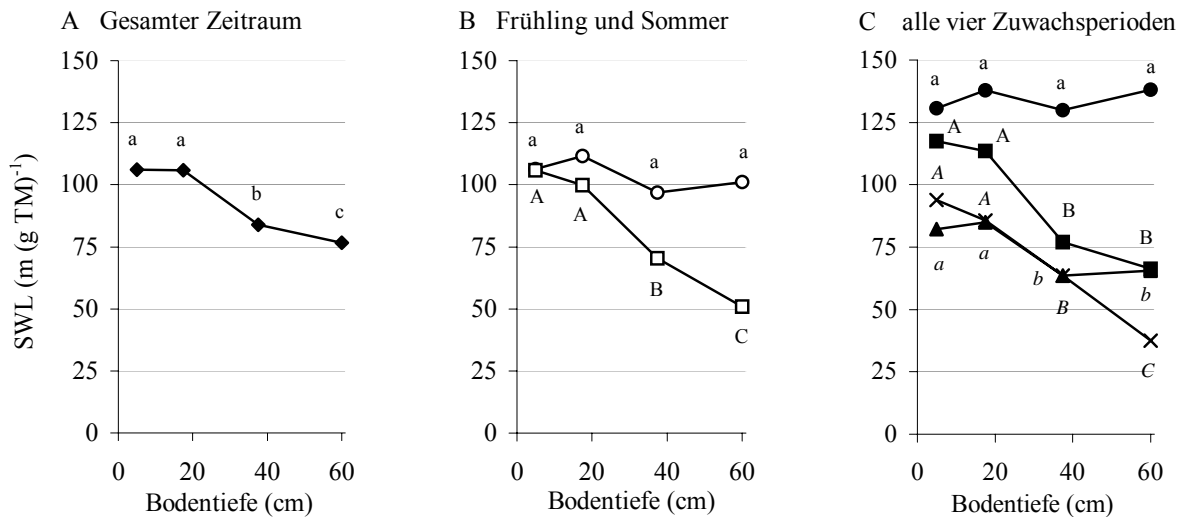


Abb. 23: Einfluss von Bodentiefe und Zuwachsperiode auf die spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen über den gesamten Zeitraum gemittelt (A), im Frühling und Sommer (B) und zu allen Zuwachsperioden (C); gezeigt sind Mittelwerte ($n=300$ bei A, $n=150$ bei B, $n=75$ bei C); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Bodentiefen; dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test (siehe Tab. 17); \diamond = gesamter Zeitraum, \circ = Frühling gesamt, \square = Sommer gesamt, \bullet = Frühling 2002, \blacksquare = Sommer 2002, \blacktriangle = Frühling 2003, \times = Sommer 2003.

Im Sommer 2002 war die SWL bei allen fünf Pflanzenbeständen im Oberboden signifikant höher als im Unterboden, während sie sich innerhalb dieser beiden Bodenschichten nicht signifikant änderte (Abb. 23 C und 24 B). Bei den zu diesem Zeitpunkt stark von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) war dabei ein deutlicher „Sprung“ zwischen Ober- und Unterboden zu erkennen, während bei den übrigen drei, weniger stark von *H. lanatus* dominierten Beständen, auch im Ober- und Unterboden eine tendenzielle Abnahme der SWL mit zunehmender Bodentiefe erkennbar war.

Auch die im Frühling 2003 gewachsenen Wurzeln hatten bei allen fünf Varianten im Oberboden eine signifikant höhere SWL als im Unterboden, während die Bodentiefe innerhalb dieser beiden Bodenschichten die SWL nicht beeinflusste (Abb. 23 C und 24 C). Im Sommer 2003 nahm dagegen die SWL auch innerhalb des Unterbodens bei allen Varianten mit zunehmender Bodentiefe ab (Abb. 23 C und 24 D).

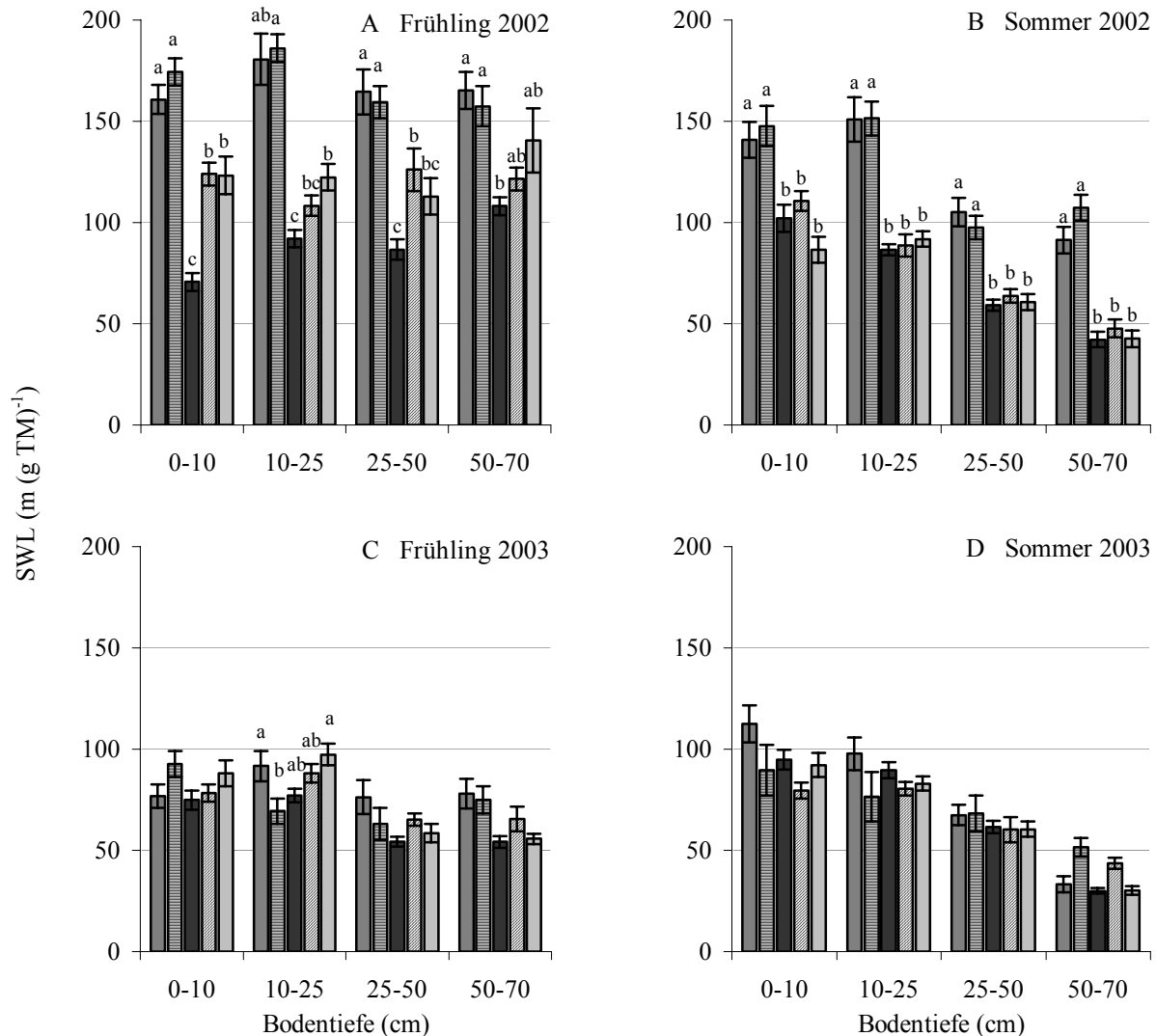


Abb. 24: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die spezifische Wurzellänge (SWL) in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachsperspektiven Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb einer Bodentiefe (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 17); ■ = V1; ▨ = V2; ■ = V3; ▩ = V4; □ = V5.

Einfluss des Untersuchungsjahres und der Jahreszeiten

Die SWL war – über alle Bodentiefen gemittelt – bei allen Beständen im Jahr 2003 signifikant niedriger als 2002 (Abb. 25 A). Bei V1 und V2 war die Abnahme jedoch stärker als bei V3, V4 und V5. Bei den letzten drei Beständen war die Abnahme der SWL außerdem nur im Unterboden signifikant.

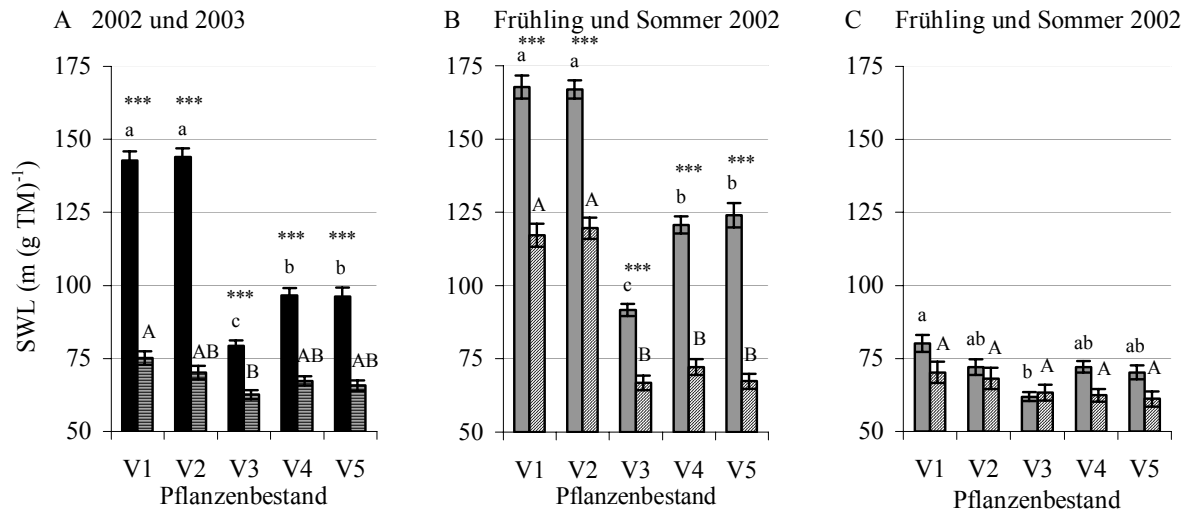


Abb. 25: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen; A) 2002 und 2003. B) Frühling und Sommer 2002, C) Frühling und Sommer 2003; ■ = 2002, ▨ = 2003, ■ = Frühling, ▨ = Sommer; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=120 bei A, n=60 bei B und C); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen, Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Untersuchungszeiträumen; dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test (siehe Tab. 17).

In beiden Untersuchungsjahren hatten die in den Frühlingsmonaten neu gebildeten Wurzeln bei allen Beständen eine höhere SWL als die zwischen Juni und September gewachsenen (Abb. 25 B und C). Die Stärke des jahreszeitlichen Einflusses hing zudem von der Bodentiefe ab. Bei V3 war die Abnahme der SWL zwischen Frühling und Sommer 2002 etwas geringer als bei den übrigen Beständen und nur im Unterboden signifikant. Dagegen war bei den anderen Beständen in allen Bodentiefen eine signifikante Abnahme zu erkennen. Aber auch hier waren die jahreszeitlichen Unterschiede in der SWL im Unterboden größer als im Oberboden (Abb. 26 und 24 A, B). Zwischen Frühling und Sommer 2003 nahm die SWL nur in der tiefsten Bodenschicht (50-70 cm) bei allen Beständen signifikant ab, in der obersten Bodenschicht (0-10 cm) bei V1 und V3 dagegen tendenziell zu (Abb. 26 und 24 C, D). In den beiden anderen Bodenschichten (10-25 cm und 25-50 cm) war jedoch kein Einfluss der Jahreszeit auf die SWL erkennbar.

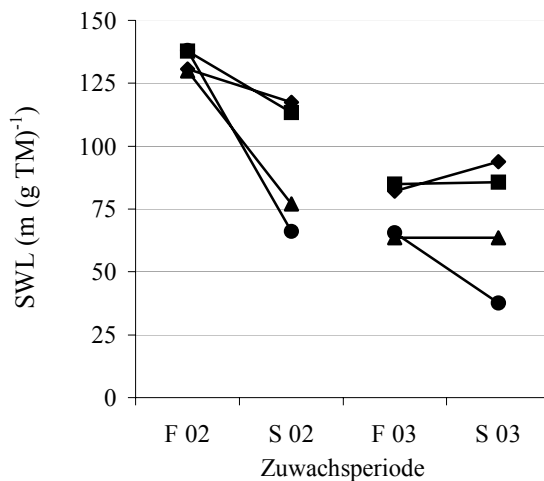


Abb. 26: Einfluss von Jahreszeit und Bodentiefe auf die spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Jahren 2002 und 2003 (F = Frühling; S = Sommer); gezeigt sind Mittelwerte ($n=300$); ◆ = 0-10 cm, ■ = 10-25 cm, ▲ = 25-50 cm, ● = 50-70 cm.

Einfluss der Bestandeszusammensetzung

Ein Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die SWL wurde in beiden Untersuchungsjahren ermittelt, war aber 2002 wesentlich ausgeprägter als 2003 (Abb. 25 A).

Im Jahr 2002 war die SWL in fast allen Bodentiefen sowohl im Frühling als auch im Sommer bei den grasdominierten Beständen V1 und V2 signifikant höher als bei den übrigen Beständen (Abb. 24 A und B). Die SWL bei V3, V4 und V5 unterschieden sich nur im Frühling signifikant voneinander. Hier hatten die Wurzeln von V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*) die geringste spezifische Länge.

Im Jahr 2003 hatte – über alle Bodentiefen und beide Jahreszeiten gemittelt – der Grasbestand V1 eine signifikant höhere SWL als V3; zwischen den übrigen Beständen konnten keine signifikanten Unterschiede gefunden werden (Abb. 25 A). Die Unterschiede traten jedoch lediglich im Frühling in der Bodentiefe 10-25 cm auf (Abb. 24 C und D).

3.1.1.4 Morphologische Wurzelparameter der Bestandesbiomasse an den Lysimetern

Die morphologischen Wurzelparameter der Bestandesbiomasse wurden aus Bohrkernen ermittelt, die neun Monate nach der Aussaat der Bestände im März 2002 und am Ende der Untersuchungen im Juni 2004 entnommen wurden. Der Vergleich zwischen 2002 und 2004 erfolgte mittels dreifaktorieller Varianzanalyse und Tukey-HSD-Test (Tab. 18).

Wurzellängendichte

Auch bei der Bestandesbiomasse nahm die Wurzellängendichte (WLD) in beiden Untersuchungsjahren bei allen Beständen mit zunehmender Bodentiefe ab. Neun Monate nach der Aussaat fiel die Abnahme dabei – über alle Bestände gemittelt – etwas stärker aus als im Jahr 2004 (Abb. 27 A). Bei Betrachtung der einzelnen Bestände fallen diese Unterschiede aber nur bei V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) auf. In diesen beiden zu Beginn der Untersuchungen von *H. lanatus* dominierten Beständen nahm die WLD im Oberboden zwischen 2002 und 2004 signifikant ab, bei V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*), V4 (Vier-Arten-Kombination) und V5 (Acht-Arten-Kombination) dagegen signifikant zu. Im Unterboden war dagegen die WLD im Jahr 2004 bei allen Beständen tendenziell höher als 2002 (Abb. 31 A und B). Insgesamt war also die WLD – über alle Bodentiefen gemittelt – bei V1 und V2 im Jahr 2004 niedriger als 2002, bei V3, V4 und V5 dagegen höher (Abb. 27 B). Zu Beginn der Untersuchungen hatten V1 und V2 signifikant höhere WLD als V3, V4 und V5, zwei Jahre später waren die Verhältnisse umgekehrt (Abb. 27 B).

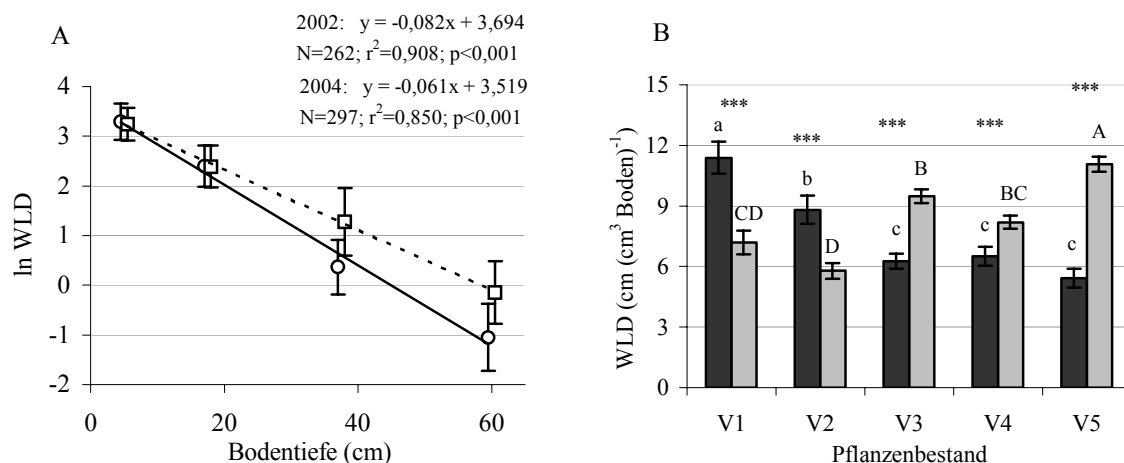


Abb. 27: Vergleich der Wurzellängendichten (WLD) der Bestandesbiomasse 2002 und 2004 in den Lysimeterbeständen; A: Einfluss der Bodentiefe (halblogarithmische Darstellung); \circ = 2002, \square = 2004; B: Einfluss der Bestandeszusammensetzung; \blacksquare = 2002, \square = 2004; dargestellt sind Mittelwerte und Standardabweichung (A) bzw. Standardfehler (B; $n=60$); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen, Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen 2002 und 2004 (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; siehe Tab. 18).

Insgesamt wurde – über alle Bodentiefen und Bestände gemittelt – aus den im Juni 2002 entnommenen *Ingrowth-cores* mit $9,2 \pm 0,4 \text{ cm cm}^{-3}$ eine signifikant höhere WLD ermittelt als aus den drei Monate vorher entnommenen Bohrkernen ($7,7 \pm 0,5 \text{ cm cm}^{-3}$) (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=1$; $F=10,37$; $p=0,001$). Der Tiefengradient der WLD war aber bei der Bestandesbiomasse wesentlich steiler als bei den neugebildeten Wurzeln (Abb. 28 A). Die WLD in der Bestandesbiomasse war bei allen Varianten im Unterboden signifikant nied-

riger als die WLD in der neu gebildeten Biomasse, in der obersten Bodenschicht (0-10 cm) dagegen – außer bei V2 – signifikant höher. In 10-25 cm Bodentiefe wurden keine signifikanten Unterschiede gefunden (Abb. 28 B) (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=12$; $F=2,52$; $p=0,003$). Am Ende der Untersuchungen waren diese Unterschiede zwischen Bestandesbiomasse und neu gebildeter Biomasse nicht mehr so deutlich (Abb. 17 D und 31 B).

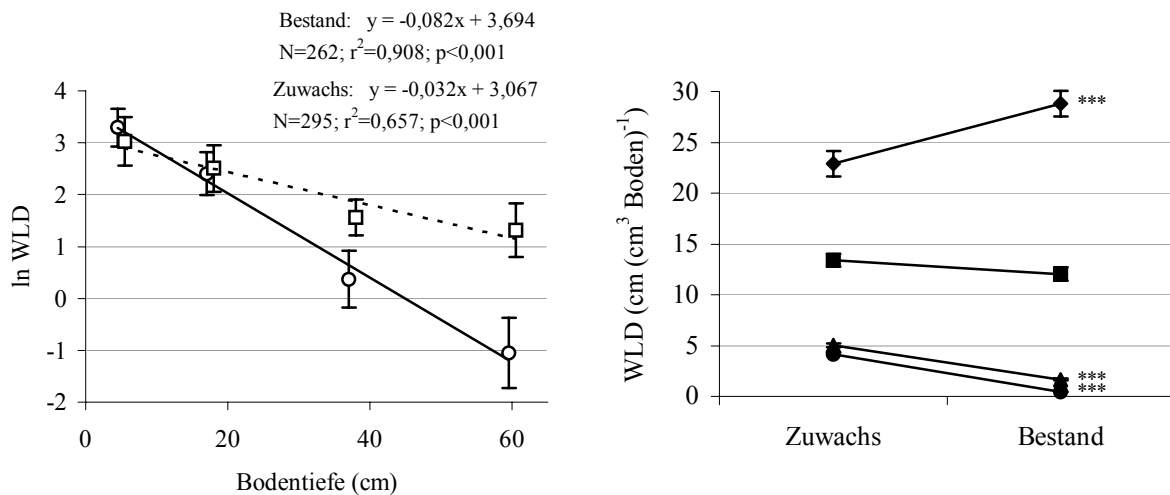


Abb. 28: Vergleich der Wurzellängendichte (WLD) von Bestandesbiomasse und neugebildeter Biomasse in den Lysimeterbeständen; A: Tiefengradient (halblogarithmische Darstellung); ○ = Bestand März 2002, □ = Zuwachs Frühling 2002; B: Unterschiede innerhalb der verschiedenen Bodentiefen; ◆ = 0-10 cm, ■ = 10-25 cm, ▲ = 25-50 cm, ● = 50-70 cm; gezeigt sind Mittelwerte und Standardabweichung (A) bzw. Standardfehler (B; $n=75$); Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede innerhalb einer Bodentiefe (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=3$; $F=50,70$; $p<0,001$).

Wurzeldurchmesser

Der durchschnittliche Wurzeldurchmesser (WD) war im Jahr 2002 bei allen Beständen – außer bei V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) – im Unterboden signifikant höher als im Oberboden; innerhalb dieser beiden Bodenschichten war jedoch kein Einfluss der Bodentiefe zu erkennen (Abb. 31 C). Zwei Jahre später waren diese Unterschiede zwischen Ober- und Unterboden nicht mehr so stark ausgeprägt (Abb. 31 D).

Zu Beginn der Untersuchungen hatten die Wurzeln – über alle Bodentiefen gemittelt – bei den damals von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 signifikant geringere Durchmesser als bei den anderen Beständen (Abb. 29). Im Jahr 2004 wurden dagegen keine Unterschiede mehr zwischen den fünf Beständen gefunden. Bei V3, V4 und V5 war der WD 2004 signifikant niedriger als 2002, bei V2 signifikant und bei V1 tendenziell höher. Insbesondere bei den Beständen mit *P. lanceolata* (V3, V4 und V5) waren die Unterschiede im Unterboden stärker ausgeprägt als im Oberboden (Abb. 31 C und D).

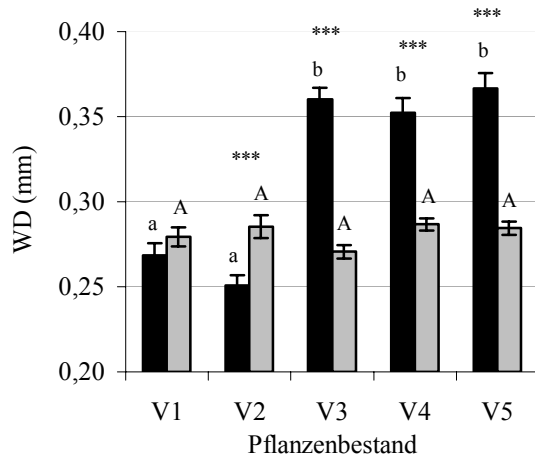


Abb. 29: Vergleich des durchschnittlichen Wurzel-durchmessers (WD) der Bestandesbiomasse 2002 und 2004 in den Lysimeterbeständen; ■ = 2002, □ = 2004; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=60); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen innerhalb eines Jahres, Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen 2002 und 2004 innerhalb eines Bestandes (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; siehe Tab. 18).

Spezifische Wurzellänge

Die spezifische Wurzellänge (SWL) war im Jahr 2002 bei allen Beständen – außer bei V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) – im Unterboden signifikant niedriger als im Oberboden. (Abb. 31 E). Zwei Jahre später waren keine Unterschiede mehr zwischen Ober- und Unterboden festzustellen (Abb. 31 F).

Zu Beginn der Untersuchungen hatten die Wurzeln – über alle Bodentiefen gemittelt – bei den damals von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 eine signifikant höhere spezifische Länge als bei den anderen Beständen (Abb. 30). Im Jahr 2004 wurden dagegen keine Unterschiede mehr zwischen den fünf Beständen gefunden. Bei allen Beständen war die SWL 2004 signifikant niedriger als 2002; bei V1 und V2 waren diese Unterschiede jedoch am größten.

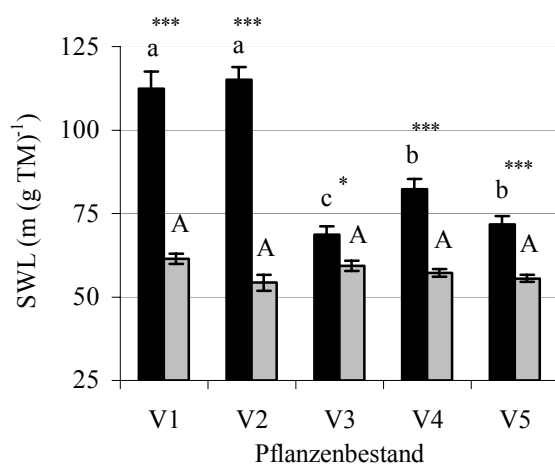


Abb. 30: Vergleich der spezifischen Wurzellänge (SWL) der Bestandesbiomasse 2002 und 2004 in den Lysimeterbeständen; ■ = 2002, □ = 2004; dargestellt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=60); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen innerhalb eines Jahres, Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen 2002 und 2004 innerhalb eines Bestandes (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; siehe Tab. 18).

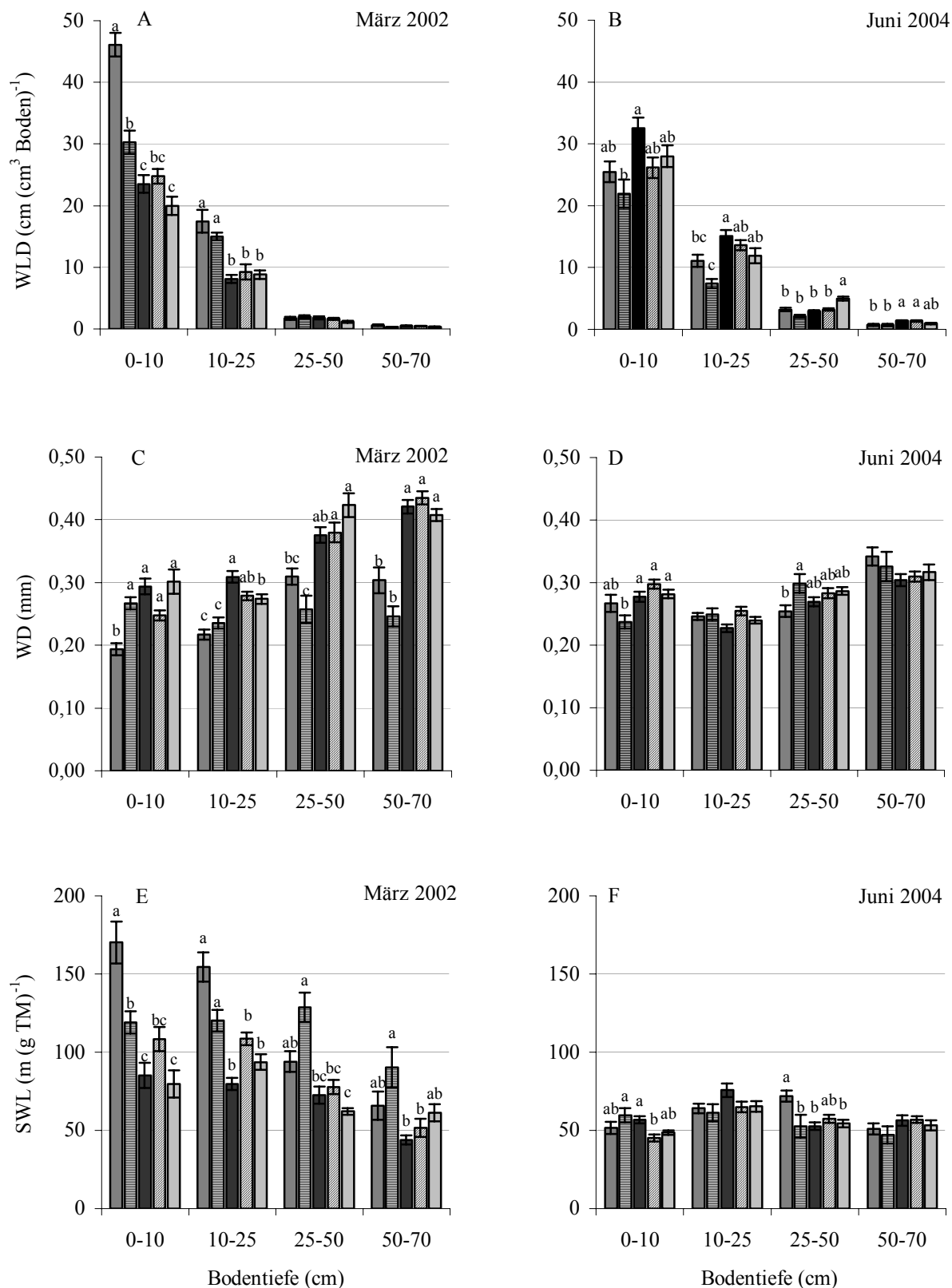


Abb. 31: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Wurzellängendichte (WLD), den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser (WD) und die spezifische Wurzellänge (SWL) der Bestandesbiomasse in unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zeitpunkten März 2002 (A, C, E) und Juni 2004 (B, D, F); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb einer Bodentiefe (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 18); ■ = V1; ▨ = V2; ■ = V3; ▩ = V4; ▭ = V5.

Tab. 18: Ergebnisse der dreifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung von Wurzellängendichte (WLD), Wurzeldurchmesser (WD) und spezifischer Wurzellänge (SWL) in der Bestandesbiomasse der Lysimeterbestände.

Effekt	WLD			WD		SWL	
	FG	F	p	F	p	F	p
Variante	4	31,21	<0,001	56,74	<0,001	54,46	<0,001
Tiefe	3	1333,81	<0,001	116,70	<0,001	54,04	<0,001
Jahr	1	3,37	0,067	99,38	<0,001	668,19	<0,001
Variante × Tiefe	12	11,36	<0,001	3,21	<0,001	3,53	<0,001
Variante × Jahr	4	113,29	<0,001	56,11	<0,001	56,82	<0,001
Tiefe × Jahr	3	10,08	<0,001	22,34	<0,001	34,56	<0,001
Variante × Tiefe × Jahr	12	15,64	<0,001	9,30	<0,001	6,92	<0,001

3.1.1.5 Morphologische Wurzelparameter an den Freiland-Untersuchungsflächen

Als Vergleich zu den experimentellen Grünlandbeständen in der Lysimeteranlage wurden an den ehemaligen BIODPTH-Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof Bohrkerne zur Bestimmung von Wurzelbiomasse und morphologischen Wurzelparametern entnommen. Die Bestände am Lindenhof wurden nach dem Sprossbiomasseanteil von Gräsern und dikotylen Kräutern (Neßhöver, 2005) in zwei Gruppen (grasdominierte Bestände und Gras-Kraut-Mischbestände) unterteilt (vgl. Tab. XVIII im Anhang).

Die Werte für die Wurzellängendichte (WLD), den durchschnittlichen Wurzeldurchmesser (WD) und die spezifische Wurzellänge (SWL) im Oberboden waren zu beiden Probennahmeterminen ähnlich wie die für die Lysimeterbestände ermittelten Werte (Tab. 19; vgl. auch Abb. 17, 21, 24 und 31). Der Unterboden (25-50 cm) war jedoch in den Freilandbeständen mit Wurzellängendichten von 1,2-1,6 cm cm⁻³ wesentlich weniger dicht durchwurzelt als die entsprechende Bodenschicht in den Lysimeterbeständen (WLD von 1-8 cm cm⁻³). Die Werte für den WD und die SWL im Unterboden der Freilandbestände lagen etwa in derselben Größenordnung wie im Unterboden der Lysimeterbestände.

Tab. 19: Wurzellängendichte (WLD), durchschnittlicher Wurzeldurchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in der Bestandesbiomasse Juni 2002 (Bestand) und in der zwischen Juni und September 2002 zugewachsenen Biomasse (Zuwachs) der Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof; Kraut = Gras-Kraut-Mischbestände; Gras = von Gräsern dominierte Bestände (vgl. Tab. XVIII im Anhang); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler; Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen innerhalb eines Untersuchungszeitpunktes und einer Bodentiefe (t-Tests; * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; vgl. Tab. 20).

		WLD ($\text{cm (cm}^3 \text{ Boden)}^{-1}$)		WD (mm)		SWL (m (g WTM)^{-1})	
		Gras	Kraut	Gras	Kraut	Gras	Kraut
Bestand	0-25 cm	22,7 \pm 2,6	20,5 \pm 1,9	0,28 \pm 0,02*	0,24 \pm 0,01*	59 \pm 3***	87 \pm 5***
	25-50 cm	1,2 \pm 0,2	1,6 \pm 0,2	0,28 \pm 0,03	0,32 \pm 0,02	107 \pm 15*	61 \pm 7*
Zuwachs	0-25 cm	18,0 \pm 1,9*	12,2 \pm 1,8*	0,25 \pm 0,01	0,24 \pm 0,01	91 \pm 9	94 \pm 7
	25-50 cm	2,0 \pm 0,3	1,5 \pm 0,2	0,29 \pm 0,02*	0,35 \pm 0,02*	81 \pm 8**	44 \pm 4**

Tab. 20: Ergebnisse der t-Tests zur statistischen Auswertung von Wurzellängendichte (WLD), Wurzeldurchmesser (WD) und spezifischer Wurzellänge (SWL) an den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof.

		n		WLD		WD		SWL	
		Gras	Kraut	t	p	t	p	t	p
Bestand	0-25 cm	8	10	0,70	0,493	2,82	0,012	4,61	<0,001
	25-50 cm	8	10	1,71	0,106	0,96	0,352	2,93	0,010
Zuwachs	0-25 cm	10	8	2,22	0,041	1,21	0,245	0,25	0,808
	25-50 cm	10	7	1,46	0,165	2,77	0,014	3,69	0,002

3.1.2 VA-Mykorrhizierung der Wurzeln

3.1.2.1 VA-Mykorrhizierung der Wurzeln in den Lysimeterbeständen

Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den verschiedenen Lysimeterbeständen wurde im Juni 2003 in den beiden Bodentiefen 0-10 cm und 10-25 cm bestimmt. In beiden Bodentiefen zeigten die Wurzeln im Grasbestand V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und dem Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut (V2 mit *H. lanatus* und *G. pratense*) einen signifikant niedrigeren Anteil mykorrhizierter Wurzellänge als in den anderen Beständen (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=4$; $F=3,09$; $p=0,018$) (Abb. 32). Der Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln in den Beständen V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*), V4 (Vier-Arten-Kombination) und V5 (Acht-Arten-Kombination) unterschied sich nicht signifikant voneinander. Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge wurde also von der Pflanzenartenzusammensetzung eines Bestandes beeinflusst, nicht aber von der Anzahl an Pflanzenarten und funktionellen Typen von Pflanzen.

Die Bodentiefe hatte keinen signifikanten Einfluss auf den Mykorrhizierungsgrad (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=1$; $F=0,03$; $p=0,859$). Im Grasbestand V1 war jedoch ein tendenzieller Anstieg des Anteils mykorrhizierter Wurzellänge mit zunehmender Bodentiefe zu verzeichnen, in V3, V4 und V5 dagegen tendenziell eine leichte Abnahme.

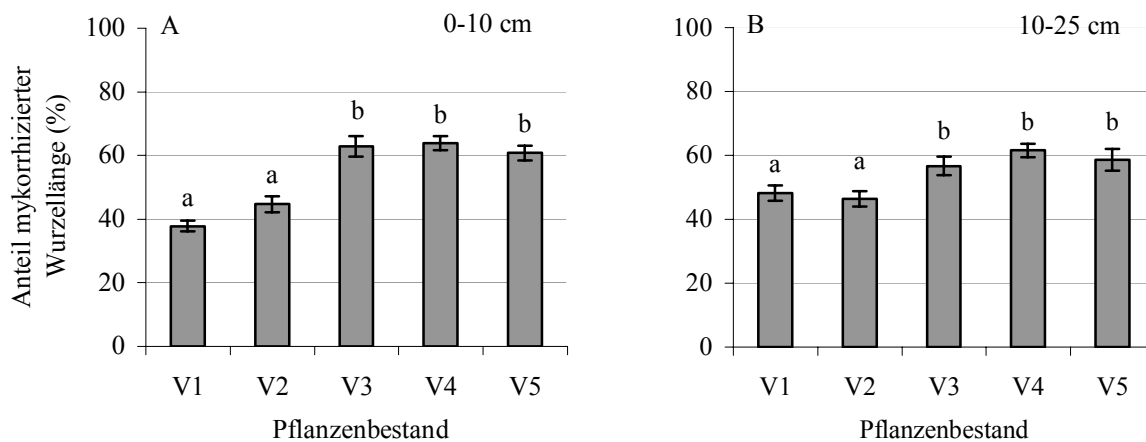


Abb. 32: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den einzelnen Lysimeterbeständen (V1 = Zwei-Gräser-Bestand, V2 = Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut; V3 = Bestand aus Gras und Rosettenkraut, V4 = Vier-Arten-Bestand, V5 = Acht-Arten-Bestand) in den Bodentiefen 0-10 cm (A) und 10-25 cm (B); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15); verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Varianten innerhalb einer Bodentiefe (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=4$; $F=3,09$; $p=0,018$).

3.1.2.2 Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die VA-Mykorrhizierung der Wurzeln und die Nährstoffgehalte im Spross von *Plantago lanceolata*

Die Quantifizierung der mykorrhizierten Wurzellänge von *P. lanceolata* erfolgte an jeweils fünf Einzelpflanzen, die aus jedem Plot der Bestände V3 (*P. lanceolata* und *H. lanatus*), V4 (*P. lanceolata* und drei weitere Arten) und V5 (*P. lanceolata* und sieben weitere Arten) entnommen wurden. Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge war in allen Beständen mit ungefähr 85 % sehr hoch und unterschied sich nicht signifikant zwischen den einzelnen Varianten (ANOVA mit Messwiederholung; $n=25$; $FG=2$; $F=0,19$; $p=0,826$) (Tab. 21). Die Wurzeln von *P. lanceolata* waren in allen drei Beständen deutlich stärker mykorrhiziert als die Wurzeln aus den Bohrkernen (Abb. 32).

Die Pflanzenartenzusammensetzung hatte auch keinen Einfluss auf die Sprossbiomasse und die Gehalte an Makronährelementen (N, P, K, Ca, Mg) und Mikronährelementen (Zn, Cu) in der oberirdischen Biomasse von *P. lanceolata* (einfaktorielle ANOVAs; Tab. 21).

Tab. 21: Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf Sprosstrockenmasse, Mykorrhizainfektion (angegeben als % mykorrhizierter Wurzellänge (WL)) und Gehalte an mineralischen Nährelementen in der Sprosstrockenmasse (TM) von *P. lanceolata*; dargestellt sind Mittelwerte und Standardfehler.

	Messwerte in Bestand			Ergebnisse ANOVA			
	V3	V4	V5	n	FG	F	p
Mykorrhizainfektion (% WL)	86±1	86±1	85±1	25	2 [§]	0,19 [§]	0,826 [§]
Sprosstrockenmasse (g)	1,1±0,2	1,2±0,1	1,1±0,1	25	2	0,07	0,929
N-Gehalt (% TM)	1,4±0,0	1,3±0,1	1,4±0,1	21	2	0,10	0,903
P-Gehalt (% TM)	0,31±0,01	0,32±0,01	0,33±0,01	25	2	0,46	0,636
K-Gehalt (% TM)	2,3±0,1	2,3±0,1	2,5±0,1	25	2	0,62	0,539
Ca-Gehalt (% TM)	1,1±0,0	1,1±0,0	1,1±0,0	25	2	1,22	0,302
Mg-Gehalt (% TM)	0,21±0,01	0,21±0,01	0,23±0,01	25	2	1,27	0,286
Zn-Gehalt (ppm)	126±6	119±5	123±4	25	2	0,50	0,606
Cu-Gehalt (ppm)	11±1	11±0	13±0	25	2	2,01	0,142

[§] ANOVA mit Messwiederholung

3.1.2.3 Neuinfektion von *Holcus lanatus* mit VA-Mykorrhizapilzen in den Lysimeterbeständen

Mykorrhizierung der Phytometerwurzeln

In diesem Teilexperiment wurden steril angezogene *H. lanatus*-Pflanzen als Phytometer in die Lysimeterbestände eingebracht und nach sechs Wochen der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge sowie die Gehalte an Phosphor, Zink und Kupfer in der Sprossbiomasse bestimmt. In die Röhren gesägte Fenster, die mit einem feinmaschigen Nylonnetz (35 µm) abgedeckt waren, sollten gewährleisten, dass nur Hyphen von VA-Mykorrhizapilzen, nicht aber Pflanzenwurzeln, in die Röhren einwachsen konnten.

Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der Phytometer wurde von der Pflanzenartenzusammensetzung der Lysimeterbestände beeinflusst (Abb. 33). In allen bewachsenen Beständen (V1 bis V5) waren die Wurzeln der eingesetzten *H. lanatus*-Pflanzen stärker mykorrhiziert als in den vegetationsfreien Nullplots, wobei im Falle des Grasbestands V1 die Unterschiede statistisch nicht abgesichert werden konnten (ANOVA mit Messwiederholungen und Tukey-HSD-Test; $FG=5$; $F=10,06$; $p<0,001$). Die Wurzeln der in den Nullplots gewachsenen Phytometer wiesen mit $0,8\pm0,4$ % eine etwas höhere Mykorrhizierung auf als die unter sterilen Bedingungen gehaltenen Kontrollpflanzen ($0,5\pm0,2$ %), die Unterschiede waren jedoch nicht signifikant (t-Test; $t=1,26$; $p=0,227$).

Zwischen den verschiedenen Lysimeterbeständen V1 bis V5 wiesen die in den Grasbestand V1 eingebrachten Phytometer den geringsten Anteil mykorrhizierter Wurzellänge auf, während in den Beständen mit *P. lanceolata* (V3, V4 und V5) die meisten Wurzeln mykorrhiziert waren.

Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge war bei den Phytometern mit höchstens 20 % in allen Fällen wesentlich geringer als bei den Wurzeln aus den verschiedenen Lysimeterbeständen, bei denen Werte zwischen 40 % und 65 % ermittelt wurden (vgl. Abb. 32). Es wurde aber eine signifikante positive Korrelation zwischen den Anteilen mykorrhizierter Wurzellänge der Phytometer und der Lysimeterbestände (Bodentiefe 0-10 cm, vgl. Abb. 55, Kap. 4.1.2) gefunden (Korrelation nach Pearson; $n=21$; $r=0,51$; $p=0,018$). Auch hier waren die Wurzeln bei V3, V4 und V5 stärker mykorrhiziert als bei V1 und V2.

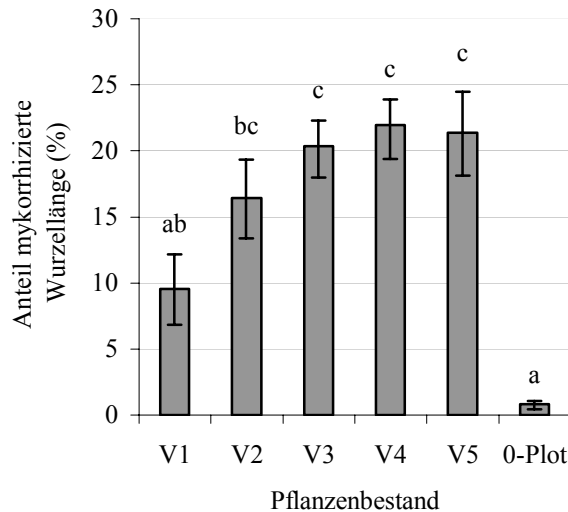


Abb. 33: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der Phytometer in den einzelnen Lysimeterbeständen; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler; verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Varianten; ANOVA mit Messwiederholungen und Tukey-HSD-Test (FG=5; F=10,06; $p < 0,001$; $n=8$ bei V1 bis V5; $n=6$ bei 0-Plot).

Biomassebildung der Phytometerpflanzen und Gehalte an Phosphor, Zink und Kupfer in der Sprossbiomasse

Die Sprossbiomasse und die Wurzelfrischmasse aller Phytometerpflanzen waren in den unbewachsenen Lysimeterplots (0-Plot) deutlich höher als in den bewachsenen Beständen (V1-V5) (Tab. 22), signifikante Unterschiede konnten aufgrund der hohen Streuung jedoch nicht gefunden werden. Ein Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Biomassebildung der eingesetzten *H. lanatus*-Pflanzen in den bewachsenen Lysimeterbeständen konnte nicht festgestellt werden.

Auch die Gehalte an Phosphor, Zink und Kupfer in der Sprossbiomasse der eingesetzten *H. lanatus*-Pflanzen wurden nicht von der Pflanzenartenzusammensetzung der Lysimeterbestände beeinflusst (Tab. 22) und lagen in allen Fällen im optimalen Bereich (durchschnittliche Werte: P: 0,2 %; Zn: 200 ppm; Cu: 25 ppm) (vgl. z. B. MARSCHNER (1995) oder MUNSON (1998)).

Tab. 22: Sprosstrockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM) sowie Gehalte an Phosphor, Kupfer und Zink in der Sprosstrockenmasse der Phytometerpflanzen in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung; angegeben sind Mittelwerte und Standardfehler ($n=10$ für V1 bis V5, $n=6$ für 0-Plots).

	Messwerte Pflanzenbestand						ANOVA		
	V1	V2	V3	V4	V5	0-Plot	FG	F	p
STM (mg Pflanze ⁻¹)	284±66	177±25	199±46	191±44	225±49	945±430	5	5,97 [§]	0,31
WFM (g Pflanze ⁻¹)	2,1±0,5	1,4±0,3	1,5±0,3	2,0±0,5	2,4±0,6	5,0±1,3	5	6,87 [§]	0,23
P Spross (% TM)	0,25±0,03	0,22±0,06	0,17±0,04	0,26±0,05	0,27±0,04	0,23±0,09	5	0,43	0,83
Cu Spross (ppm)	24±5	29±5	31±9	35±13	16±2	14±2	5	1,14	0,35
Zn Spross (ppm)	209±17	220±12	232±27	221±11	198±18	176±11	5	0,90	0,49

[§] H bei Kruskal-Wallis-ANOVA

3.1.3 Stickstoffaufnahmefähigkeit

3.1.3.1 Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Artenzusammensetzung

Um den Einfluss von Bestandeszusammensetzung und Bodentiefe auf die Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten zu untersuchen, wurde eine mit ^{15}N angereicherte Calciumnitratlösung in verschiedene Bodentiefen appliziert. Zwei Tage nach der Applikation wurde die ^{15}N -Anreicherung in der Sprossbiomasse der im Radius von 10 cm um die Applikationsstellen wachsenden Pflanzen gemessen und die Stickstoffaufnahme über Gleichung 3 (siehe Kap. 2.5.3) berechnet.

Sprossbiomasse und Stickstoffaufnahme der Pflanzenbestände

Die Biomasse der in einem Radius von 10 cm um die jeweiligen Applikationsstellen abgeschnittenen Sprosse lag durchschnittlich zwischen 3,5 und 4,5 g und unterschied sich nicht signifikant zwischen den einzelnen Pflanzenbeständen (Tab. 23) (einfaktorielle ANOVA; siehe Tab. 25). Der Anteil der einzelnen Pflanzenarten an der Biomassebildung variierte allerdings sehr stark zwischen den einzelnen Beständen. Während *P. lanceolata* in allen Pflanzenbeständen, in denen er angesät war, stark dominierte, trugen *G. pratense* und *H. lanatus* wenig zur Bildung der Sprossbiomasse bei und konnten sich nur in dem aus diesen beiden Arten bestehenden Gras-Kraut-Bestand (V2) behaupten. *A. elatius* dominierte im Bestand V1 in Gesellschaft mit *H. lanatus*, während er im Vier-Arten- (V4) und Acht-Arten-Bestand (V5) stark zurückgedrängt wurde. Von den beiden nur in dem Acht-Arten-Bestand vorkommenden Arten *Ranunculus acris* und *Taraxacum officinale* trug nur letztere in nennenswertem Maße zur Biomassebildung bei.

Bei allen Beständen sank die Stickstoffaufnahme mit zunehmender Applikationstiefe sehr stark ab (Tab. 23). Aus einer Bodentiefe von 40 cm wurde signifikant weniger Stickstoff aufgenommen als aus 15 cm Tiefe, zwischen 40 und 60 cm waren die Unterschiede jedoch nicht mehr signifikant (Kruskal-Wallis-ANOVA und Tukey-Kramer-Test; siehe Tab. 24). Die N-Aufnahme war signifikant positiv korreliert mit der WLD, die in den *Ingrowth-cores* gemessen wurde (Korrelation nach Pearson; $N=75$; $r=0,717$; $p<0,001$) (Abb. 34). Innerhalb der einzelnen Bodentiefen konnte dagegen kein Zusammenhang zwischen WLD und N-Aufnahme hergestellt werden.

Tab. 23: Biomasse und Stickstoffaufnahme der im Radius von 10 cm um die Tracer-Applikationsstellen geernteten Sprosse; V1 = Zwei-Gräser-Bestand, V2 = Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut, V3 = Bestand aus Gras und Rosettenkraut, V4 = Vier-Arten-Bestand, V5 = Acht-Arten-Bestand; angegeben sind Mittelwerte und Standardfehler (n=5); keine signifikanten Unterschiede in der Biomassen-Summe zwischen den einzelnen Varianten innerhalb einer Applikationstiefe (einfaktorielle ANOVA, vgl. Tab. 25).

	Sprossbiomasse (g)					N-Aufnahme (μmol ($2 \text{ d} \times 314 \text{ cm}^2$) ⁻¹)				
	V1	V2	V3	V4	V5	V1	V2	V3	V4	V5
A) 15 cm Tiefe										
<i>H. lanatus</i>	0,5±0,2	2,7±0,6	0,3±0,1	0,3±0,1	0,1±0,0	2,1±1,9	5,9±2,7	4,2±3,5	2,2±1,6	0,1±0,0
<i>A. elatius</i> *	3,3±0,1			0,4±0,2	1,0±0,4	10,8±4,1			4,5±2,3	4,1±1,8
<i>G. pratense</i>		1,3±0,4		0,2±0,0	0,1±0,1		6,9±6,1		2,1±1,4	1,4±1,0
<i>P. lanceolata</i>			3,5±0,2	3,5±0,5	1,9±0,4			21,1±4,4	18,8±3,1	11,1±2,7
<i>T. officinale</i>					0,3±0,1					3,9±2,4
<i>R. acris</i>					0,2±0,1					0,4±0,3
Summe Plot	3,8±0,2	4,0±0,4	3,8±0,2	4,4±0,5	3,6±0,6	12,9±3,8	12,8±6,6	24,3±5,1	27,6±4,4	21,0±3,1
B) 40 cm Tiefe										
<i>H. lanatus</i>	1,0±0,4	1,6±0,6	0,4±0,2	0,1±0,1	0,2±0,1	0,0±0,0	0,7±0,4	0,6±0,5	0,0±0,0	0,0±0,0
<i>A. elatius</i> *	3,3±1,3			0,2±0,1	0,3±0,1	1,0±0,7			0,1±0,0	0,3±0,3
<i>G. pratense</i>		2,4±0,6		0,3±0,1	0,2±0,1		2,1±1,5		0,0±0,0	0,1±0,0
<i>P. lanceolata</i>			2,4±0,3	2,5±0,3	2,9±0,8			1,2±0,6	2,6±0,7	1,5±0,9
<i>T. officinale</i>					0,7±0,4					0,6±0,6
<i>R. acris</i>					0,1±0,0					0
Summe Plot	4,3±1,1	4,0±0,7	2,8±0,2	3,1±0,3	4,4±0,7	1,1±0,7	2,8±1,9	1,8±0,5	2,7±0,6	2,4±0,9
C) 60 cm Tiefe										
<i>H. lanatus</i>	0,1±0,0	1,7±0,5	0,3±0,1	0,1±0,0	0	0±0	0,02±0,02	0	0,00±0	0
<i>A. elatius</i> *	5,5±1,1			0,1±0,1	0,7±0,3	0,65±0,34			0	0,41±0,41
<i>G. pratense</i>		1,4±0,2		0,1±0,0	0,2±0,1		0,01±0,01		0	0,01±0,00
<i>P. lanceolata</i>			2,9±0,8	3,2±0,5	2,3±0,7			0,24±0,11	0,30±0,18	0,30±0,15
<i>T. officinale</i>					0,4±0,2					0,07±0,06
<i>R. acris</i>					0,1±0,0					0
Summe Plot	5,6±1,1	3,1±0,6	3,2±0,7	3,5±0,4	3,7±0,7	0,65±0,34	0,03±0,02	0,24±0,11	0,30±0,18	0,80±0,46

* bei V5 (Acht-Arten-Bestand) einschließlich *Alopecurus pratensis* und *Anthoxanthum odoratum*.

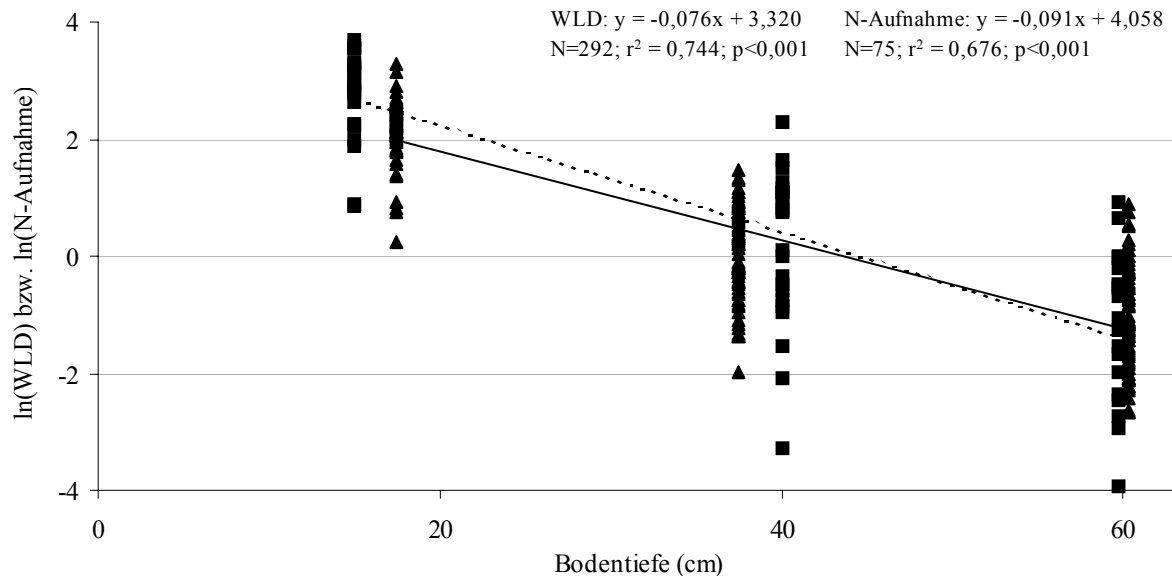


Abb. 34: Abnahme der Wurzellängendichte (WLD; ▲ ; durchgezogene Linie) und der Stickstoffaufnahme (■; gestrichelte Linie) mit zunehmender Bodentiefe; halblogarithmische Darstellung; Regressionsgleichungen über Korrelation nach Pearson; da die WLD-Werte der Bodentiefe 0-10 cm nicht mit einberechnet wurden, weichen die Geradengleichung und der Korrelationskoeffizient für die WLD etwas von den Werten in Abb. 18 D ab.

Um die Stickstoffaufnahme der einzelnen Bestände besser miteinander vergleichen zu können, ist in Abb. 35 die auf ein Gramm Sprosstrockenmasse bezogene spezifische N-Aufnahme (angegeben in $\mu\text{mol N (g TM} \times 2 \text{ d)}^{-1}$) dargestellt. Sie hing bei allen untersuchten Applikationstiefen von der Bestandeszusammensetzung ab. Signifikante Unterschiede wurden aufgrund der hohen Standardfehler jedoch nicht gefunden (einfaktorielle ANOVA; siehe Tab. 25).

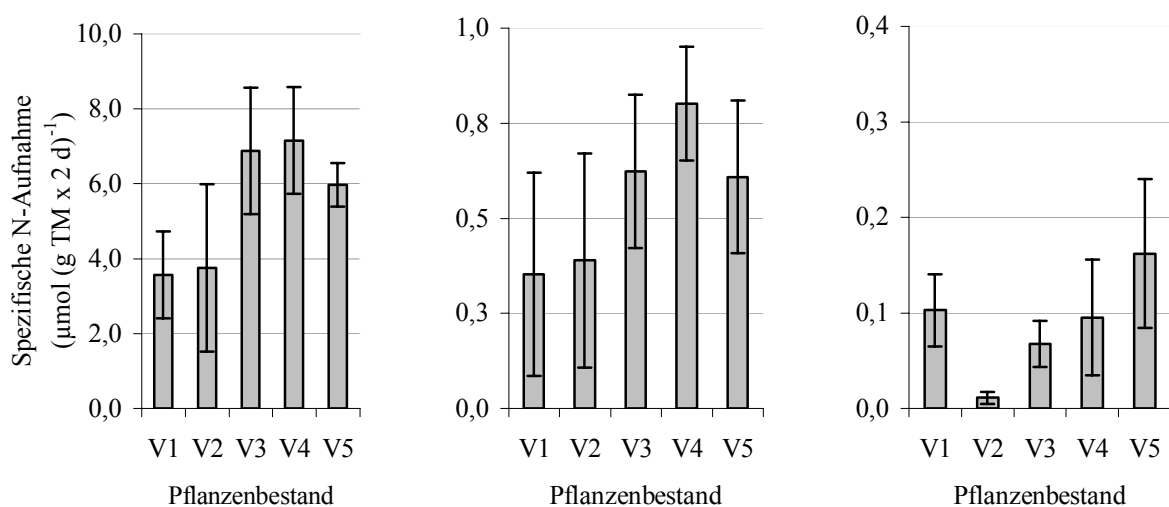


Abb. 35: Spezifische Stickstoffaufnahme der unterschiedlichen Lysimeterbestände bei einer Applikationstiefe von 15 cm (A), 40 cm (B) und 60 cm (C); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler ($n=5$); keine signifikanten Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb der einzelnen Tiefen (einfaktorielle ANOVA, siehe Tab. 25).

Bei den beiden Bodentiefen 15 cm und 40 cm lag die spezifische Stickstoffaufnahme der von dikotylen Kräutern dominierten Bestände V3, V4 und V5 tendenziell über den Werten des Grasbestandes V1 und der Zwei-Arten-Kombination aus *H. lanatus* und *G. pratense* (V2) (Abb. 35 A und B).

Aus 60 cm Bodentiefe nahm der Acht-Arten-Bestand V5 tendenziell am meisten Stickstoff pro Einheit Sprosstrockenmasse auf, während bei dem Pflanzenbestand aus *H. lanatus* und *G. pratense* (V2) fast keine Stickstoffaufnahme mehr registriert wurde.

Tab. 24: Ergebnisse der Kruskal-Wallis-ANOVA zum Vergleich der Stickstoffaufnahme zwischen den einzelnen Bodentiefen innerhalb der einzelnen Bestände.

Bestand	n	FG	Absolute N-Aufnahme		Spezifische N-Aufnahme	
			H	p	H	p
V1	5	2	8,72	0,013	8,23	0,016
V2	5	2	5,15	0,076	5,41	0,067
V3	5	2	10,82	0,005	10,82	0,005
V4	5	2	12,04	0,002	12,04	0,002
V5	5	2	10,82	0,005	10,50	0,005

Tab. 25: Ergebnisse der einfaktoriellen ANOVA zum Vergleich der Stickstoffaufnahme und der Sprossbiomassen zwischen den einzelnen Lysimeterbeständen innerhalb der drei Applikationstiefen.

Bodentiefe	n	FG	Absolute N-Aufnahme		Spezifische N-Aufnahme		Sprosstrockenmasse	
			F	p	F	p	F	p
15 cm	5	4	1,97	0,138	1,25	0,321	0,60	0,739
40 cm	5	4	0,49	0,745	0,64	0,639	1,15	0,362
60 cm	5	4	1,32	0,298	1,28	0,310	1,79	0,170

Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung

Die Stickstoffaufnahme der verschiedenen Pflanzenarten wurde von der Artenzusammensetzung des Pflanzenbestands und der Bodentiefe beeinflusst.

Um ein Maß für die Konkurrenzkraft der verschiedenen Arten in Abhängigkeit von Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung zu erhalten, ist in Abb. 36 das Verhältnis zwischen dem gemessenen Beitrag einer bestimmten Pflanzenart zur gesamten Stickstoff-Aufnahme in einem Plot (Quotient aus Aufnahme der Art und der Gesamtaufnahme im Plot) und dem erwar-

teten Beitrag dieser Pflanzenart zur gesamten Stickstoffaufnahme in einem Plot dargestellt. Dabei wurde von der Annahme ausgegangen, dass jede einzelne Art je nach ihrem gemessenen Biomasseanteil zur gesamten Stickstoffaufnahme des Bestandes beiträgt. Werte kleiner als eins bedeuten, dass eine Art weniger als erwartet zur Stickstoffaufnahme beiträgt (also konkurrenzschwach ist) und Werte größer als eins, dass eine Art mehr als erwartet zur Stickstoffaufnahme beiträgt (also konkurrenzstark ist).

Die Konkurrenzkraft von *H. lanatus* bezüglich der Stickstoffaufnahme wurde sehr stark von der Pflanzenartenzusammensetzung und der Bodentiefe beeinflusst (Abb. 36 A). In 15 cm Bodentiefe war dieses Gras in Kombination mit *P. lanceolata* (V3) am konkurrenzstärksten, konnte sich aber auch in Gesellschaft mit einem weiteren Gras (*A. elatius*; V1), mit *G. pratense* (V3) bzw. mit drei weiteren Arten (V4) gut behaupten. Lediglich in Kombination mit sieben weiteren Pflanzenarten (V5) war die Stickstoffaufnahme in dieser Bodentiefe stark reduziert. In einer Tiefe von 40 cm blieb die Konkurrenzkraft gegenüber *P. lanceolata* (V3) und *G. pratense* (V2) im Vergleich zu 15 cm erhalten, war aber in Gegenwart von *A. elatius* (V1), drei (V4) und sieben weiteren Pflanzenarten (V5) nur noch sehr gering. Aus 60 cm Tiefe nahm *H. lanatus* nur in Kombination mit *G. pratense* (V2) noch nennenswerte Stickstoffmengen auf; gegenüber den beiden anderen Bodentiefen war die Konkurrenzkraft von *H. lanatus* in diesem Bestand sogar noch etwas erhöht.

Nicht von der Bestandeszusammensetzung und der Bodentiefe beeinflusst wurde dagegen die Konkurrenzkraft von *P. lanceolata* (Abb. 36 D). Lediglich in 60 cm Tiefe war bei der Acht-Arten-Kombination (V5) der gemessene Anteil dieser Art an der Stickstoffaufnahme etwas geringer als nach dem Biomasseanteil zu erwarten war.

Bei *G. pratense* nahm die Konkurrenzkraft in allen Pflanzenbeständen mit zunehmender Bodentiefe ab (Abb. 36 C). In Gesellschaft mit *H. lanatus* (V2) war dieser Rückgang aber bei weitem nicht so ausgeprägt wie in der Vier-Arten- (V4) und Acht-Arten-Kombination (V5). Aus der tiefsten untersuchten Bodenschicht nahm *G. pratense* nur noch in Gegenwart von *H. lanatus* (V2) nennenswerte Stickstoffmengen auf.

Eine relativ hohe Konkurrenzkraft war bei *A. elatius* in 15 cm Bodentiefe in allen Beständen und in den beiden anderen Tiefen in Kombination mit *H. lanatus* (V2) und im Acht-Arten-Bestand (V5) zu verzeichnen (Abb. 36 B). In Kombination mit drei weiteren Pflanzenarten (V4) war dieses Gras dagegen in 40 cm und 60 cm sehr konkurrenzschwach. Im Acht-Arten-Bestand stieg darüber hinaus die relative Konkurrenzkraft mit zunehmender Bodentiefe an.

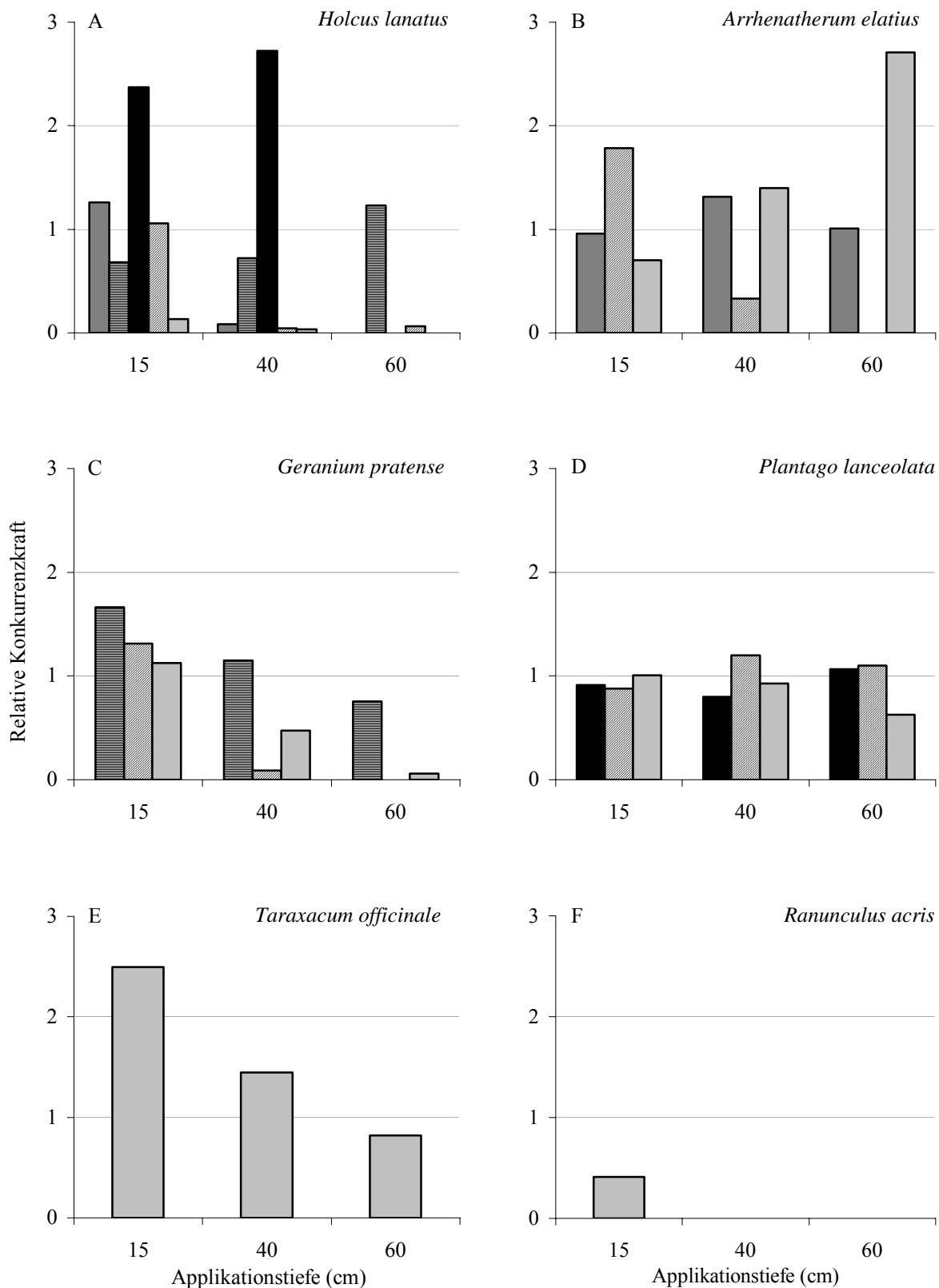


Abb. 36: Relative Konkurrenzskraft bezüglich der Stickstoffaufnahme (Verhältnis aus gemessener Stickstoffaufnahme und erwarteter Stickstoffaufnahme) von *H. lanatus* (A), *A. elatius* (B), *G. pratense* (C), *P. lanceolata* (D), *T. officinale* (E) und *R. acris* (F) in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung und der Bodentiefe; ■ = V1; ▨ = V2; ■ = V3; ▩ = V4; □ = V5.

Die beiden nur in der Acht-Arten-Kombination präsenten Arten *R. acris* und *T. officinale* unterschieden sich stark in ihrer Konkurrenzkraft (Abb. 36 E und F). Während bei *R. acris* lediglich aus 15 cm Bodentiefe eine geringe Stickstoffaufnahme zu verzeichnen war (Abb. 36 F), erwies sich *T. officinale* in allen Bodentiefen als wesentlich konkurrenzstärker (Abb. 36 E). Die Konkurrenzkraft nahm auch bei dieser Art mit zunehmender Bodentiefe ab.

Relative Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung

Die Stickstoffaufnahme war bei allen untersuchten Pflanzenarten aus einer Applikationstiefe von 15 cm deutlich höher als aus den Applikationstiefen 40 cm und 60 cm, wobei aus 60 cm Bodentiefe in vielen Fällen eine sehr geringe oder gar keine Stickstoffaufnahme gemessen werden konnte (vgl. Tab. 23). In Abb. 37 ist die Abnahme der spezifischen Stickstoffaufnahme in Relation zur spezifischen Aufnahme aus 15 cm Tiefe (= 100 %) dargestellt, um die Werte für die verschiedenen Pflanzenarten besser miteinander vergleichen zu können.

Bei allen Arten sank die Stickstoffaufnahme aus 40 cm Bodentiefe auf Werte zwischen 2 und 15 % gegenüber den Werten aus 15 cm Bodentiefe ab (bei *H. lanatus* Abnahme auf 0-12 %, bei *A. elatius* Abnahme auf 11-17 %, bei *G. pratense* Abnahme auf 1-10 %, bei *P. lanceolata* Abnahme auf 7-14 % und bei *T. officinale* Abnahme auf ca. 3 %). *R. acris* nahm aus 40 cm und 60 cm Tiefe überhaupt keinen Stickstoff mehr auf. Während bei *A. elatius* und *P. lanceolata* kein deutlicher Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Abnahme der Stickstoffaufnahme mit zunehmender Bodentiefe zu erkennen war, war bei *H. lanatus* die relative Stickstoffaufnahme aus 40 cm Tiefe in V2 (*H. lanatus* in Kombination mit *G. pratense*) und V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*) deutlich höher als in allen anderen Varianten. Bei *G. pratense* war die prozentuale Stickstoffaufnahme aus 40 cm Bodentiefe gegenüber 15 cm in V2 (vergesellschaftet mit dem Gras *H. lanatus*) etwas höher als bei den beiden anderen Beständen.

Aus einer Bodentiefe von 60 cm sank die relative Stickstoffaufnahme bei *G. pratense*, *T. officinale* und *H. lanatus* in allen Beständen auf unter 1 % der Menge aus 15 cm ab, bei *P. lanceolata* auf ca. 1,5 %. Nur *A. elatius* (7-10 %) wies bei dieser Tiefe in Kombination mit *H. lanatus* (V1) und sieben weiteren Arten (V5) noch deutliche Stickstoffaufnahme von 3 bzw. 8 % auf.

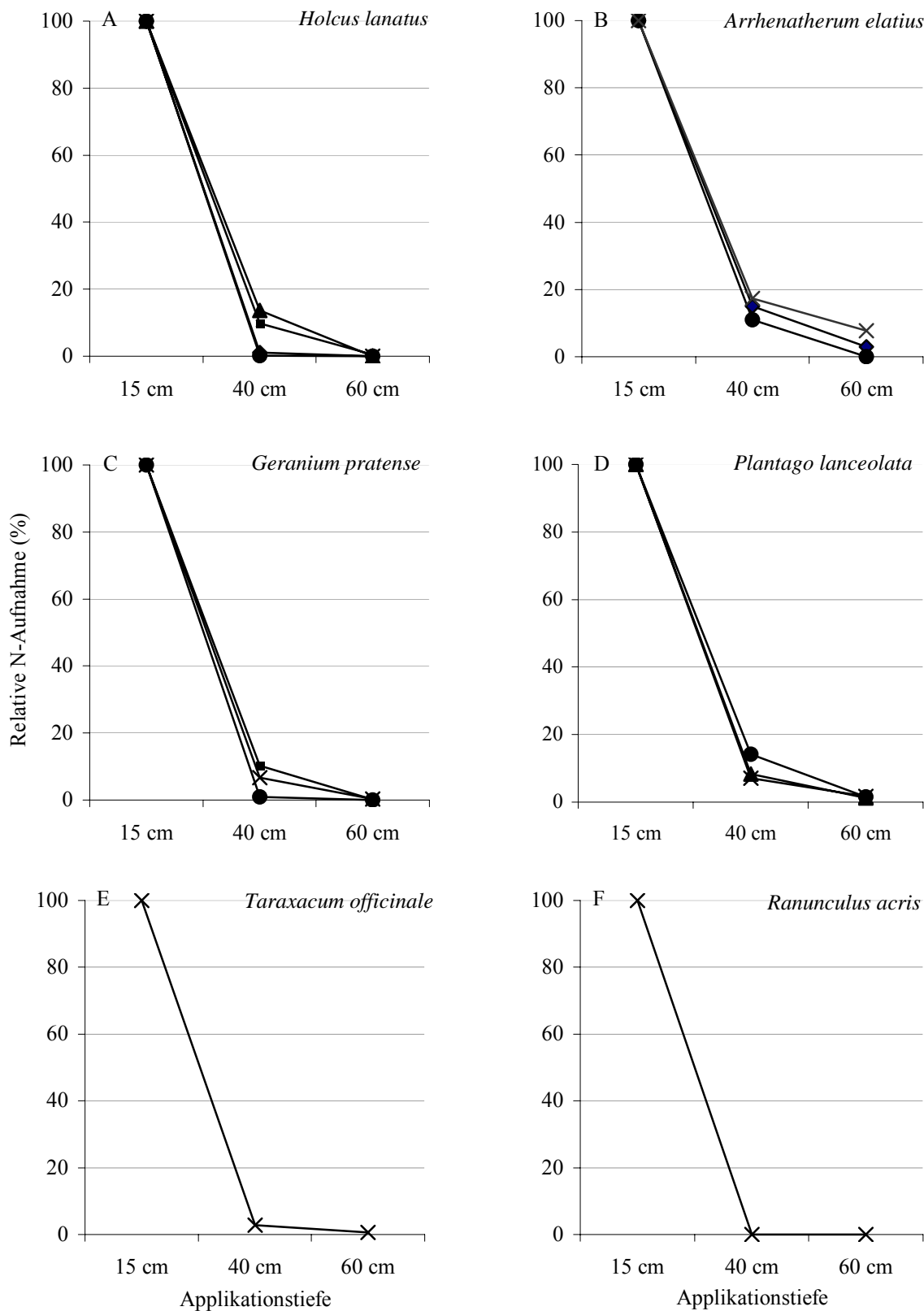


Abb. 37: Relative Stickstoffaufnahme (in %) von *H. lanatus* (A), *A. elatius* (B), *G. pratense* (C), *P. lanceolata* (D), *T. officinale* (E) und *R. acris* (F) aus verschiedenen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Bestandeszusammensetzung (♦ = V1, ■ = V2, ▲ = V3, ● = V4, × = V5).

3.1.3.2 Untersuchung der Stickstoffaufnahmekapazität zu kritischen Zeitpunkten durch Inkubation von Wurzeln in einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung

Die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln aus den verschiedenen Lysimeterbeständen wurde in Anlehnung an die Methode von BULJOVIC & ENGELS (2001) zu verschiedenen Zeitpunkten (jeweils zwei Tage vor und nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse Anfang September 2003, zum Ende der Vegetationsperiode Anfang November 2003, nach einer längeren Frostperiode im Winter Mitte Februar 2004 und zu Beginn der Vegetationsperiode Anfang April 2004) untersucht. Die Stickstoffaufnahme wurden mit der Gleichung 2 (siehe Kap. 2.5.3) berechnet.

Zu allen untersuchten Zeitpunkten fand eine Stickstoffaufnahme durch die in Calciumnitratlösung (30 at. % ^{15}N) inkubierten Wurzeln statt (Abb. 38 B und 39). Dabei war ein Einfluss von Untersuchungszeitpunkt und Bestandeszusammensetzung auf die Stickstoffaufnahme zu verzeichnen (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 26).

Über alle Pflanzenbestände gemittelt war die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln direkt nach einer Frostperiode im Winter signifikant höher als zu allen anderen Untersuchungszeitpunkten und zwei Tage vor der Schnittnutzung im September tendenziell am niedrigsten (Abb. 38 B). Dies bestätigte sich auch bei genauerer Betrachtung der einzelnen Varianten, die Unterschiede konnten hier jedoch nicht statistisch abgesichert werden (Abb. 39).

Über alle Untersuchungszeitpunkte gemittelt war die Stickstoffaufnahme von Bestand V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*) tendenziell am niedrigsten und die des Grasbestands V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) tendenziell am höchsten (Abb. 38 A). Zwischen diesen beiden Varianten waren die Unterschiede signifikant. Zu den einzelnen Untersuchungszeitpunkten konnten allerdings keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. Tendenziell war jedoch – außer zu Beginn der Vegetationsperiode – die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln im Grasbestand V1 am höchsten (Abb. 39).

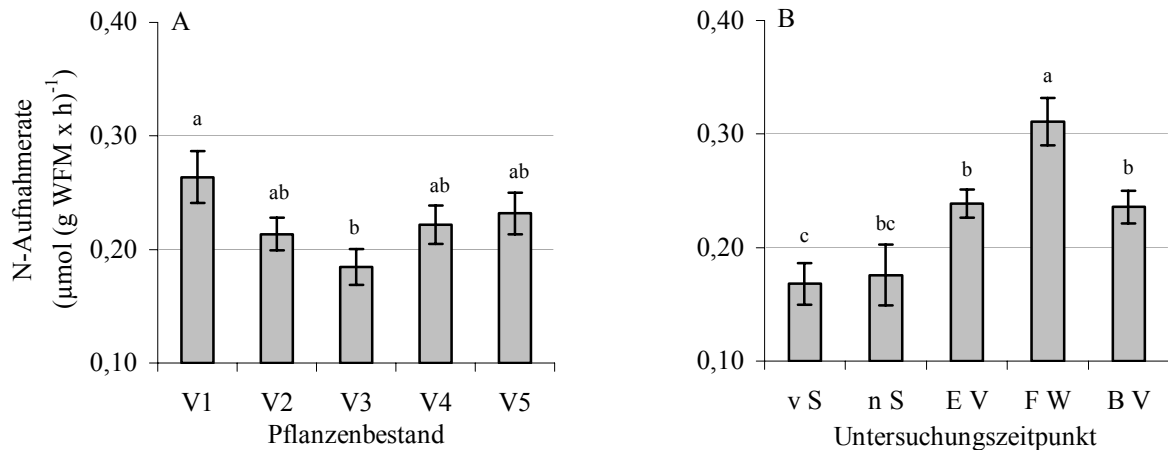


Abb. 38: Einfluss von Bestandeszusammensetzung (A) und Untersuchungszeitpunkt (B) auf die Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse (WFM); vS = 2 d vor der Schnittnutzung; nS = 2 d nach der Schnittnutzung; EV = Ende der Vegetationsperiode (Anfang November 2003); FW = nach einer Frostperiode im Winter; BV = zu Beginn der Vegetationsperiode (Anfang April 2004); dargestellt sind Mittelwerte und Standardfehler (zum Umfang der Stichproben siehe Tab. XXXI bis XXXV im Anhang); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten bzw. den Untersuchungszeitpunkten (zweifaktorielle ANOVA; vgl. Tab. 26).

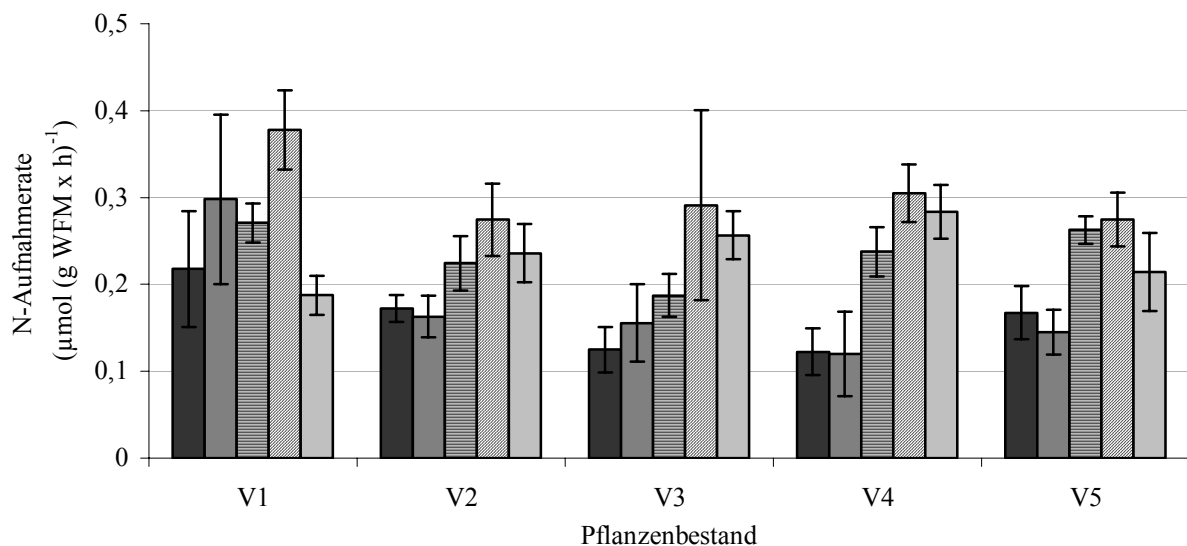


Abb. 39: Stickstoffaufnahme in die Wurzelfrischmasse (WFM) zu verschiedenen Zeitpunkten bei den einzelnen Varianten; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (zum genauen Umfang der Stichproben siehe Tab. XXXI bis XXXV im Anhang); ■ = 2 d vor der Schnittnutzung; ■ = 2 d nach der Schnittnutzung; ▨ = Ende der Vegetationsperiode (Anfang November 2003); ▩ = nach einer Frostperiode im Winter; □ = zu Beginn der Vegetationsperiode (Anfang April 2004); keine signifikanten Unterschiede (Interaktion Bestandeszusammensetzung × Untersuchungszeitpunkt; vgl. Tab. 26).

Tab. 26: Ergebnisse der zweifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der Stickstoffaufnahme.

Effekt	FG	F	p
Bestandeszusammensetzung	4	2,56	0,040
Untersuchungszeitpunkt	4	7,24	<0,001
Bestandeszusammensetzung × Untersuchungszeitpunkt	16	1,35	0,169

3.2 Festlegung von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse sowie Zirkulation von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen

3.2.1 Biomassebildung, Bestandesbiomasse und Akkumulation von Nährstoffen in der Wurzelbiomasse

3.2.1.1 Biomassebildung und Bestandesbiomasse in den Lysimeterbeständen und den Freiland-Untersuchungsflächen

Pflanzliche Biomassebildung in den Lysimeterbeständen

Der in Tab. 27 dargestellte Zuwachs an pflanzlicher Biomasse in den Lysimeterbeständen ist die Summe aus den geernteten oberirdischen Pflanzenteilen (NEBHÖVER & BEIERKUHNLEIN bzw. TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten) und dem Zuwachs an Feinwurzelbiomasse aus den *Ingrowth-cores*. Die statistische Auswertung erfolgte mit einer zweifaktoriellen ANOVA (vgl. Tab. 29). Die pflanzliche Biomassebildung war im Jahr 2002 mit durchschnittlich $2035 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ signifikant höher als im zweiten Untersuchungsjahr ($1574 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$). 2002 war kein Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Bildung an Spross-, Wurzel- und Gesamtbiomasse zu verzeichnen (Tab. 27 A). Spross- und Wurzelsystem trugen mit durchschnittlich $993 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ bzw. $1042 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ jeweils ungefähr zur Hälfte zur Bildung an gesamter pflanzlicher Biomasse bei.

Im Jahr 2003 war dagegen ein deutlicher Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Biomassebildung zu verzeichnen (Tab. 27 B). Der Bestand aus den beiden Gräsern *H. lanatus* und *A. elatius* (V1) bildete mit über $2000 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ signifikant mehr Biomasse als die übrigen Pflanzenbestände mit ca. $1400\text{-}1600 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$. Diese Entwicklung wurde bei Spross- und Wurzelbiomasse in gleicher Weise beobachtet, im Falle der unterirdischen Biomasse waren die Unterschiede aufgrund der hohen Streuung jedoch nicht signifikant. Im Gegensatz zu 2002 trugen im Trockenjahr 2003 (klimatologische Daten siehe Abb. 2-4, Kapitel 2.1.2.1) die Wurzeln mit durchschnittlich $915 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ in allen Beständen zu mehr als 50 % an der Biomassebildung bei (Spross: $659 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$). Dabei wurde im Grasbestand (V1) und im Bestand aus *H. lanatus* und *G. pratense* (V2) ein geringeres Wurzel-Spross-Verhältnis beobachtet als in den übrigen drei Varianten.

Tab. 27: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die jährliche pflanzliche Biomassebildung in den Lysimeterbeständen (V1 = Zwei-Gräser-Bestand, V2 = Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut, V3 = Bestand aus Gras und Rosettenkraut, V4 = Vier-Arten-Bestand, V5 = Acht-Arten-Bestand) in den Jahren 2002 (A) und 2003 (B); angegeben sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15 für Wurzeln, n=5 für Spross); die unterirdische Biomassebildung wurde in 0-70 cm Bodentiefe gemessen; verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den einzelnen Beständen innerhalb eines Jahres (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 29) (Sprossbiomasse von NEBHÖVER & BEIERKUHNLEIN bzw. TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten).

		Jährliche pflanzliche Biomassebildung ($\text{g m}^{-2} \text{a}^{-1}$)				
		V1	V2	V3	V4	V5
A) 2002	Spross	1007 \pm 27	926 \pm 19	1020 \pm 34	1016 \pm 17	998 \pm 50
	Wurzel	1112 \pm 48	979 \pm 42	1120 \pm 30	1017 \pm 37	982 \pm 49
	gesamt	2119 \pm 44	1905 \pm 20	2140 \pm 50	2033 \pm 45	1980 \pm 98
B) 2003	Spross	910 \pm 49 a	711 \pm 52 b	596 \pm 37 bc	537 \pm 23 c	543 \pm 31 bc
	Wurzel	1155 \pm 156	830 \pm 71	889 \pm 45	834 \pm 39	864 \pm 49
	gesamt	2065 \pm 143 a	1541 \pm 127 b	1485 \pm 87 b	1371 \pm 53 b	1407 \pm 62 b

Über beide Untersuchungsjahre gemittelt war die Biomassebildung im Frühling (Beginn der Vegetationsperiode bis Mitte Juni) mit durchschnittlich 955 g m^{-2} deutlich höher als im Sommer (Mitte Juni bis Mitte September; 850 g m^{-2}). Dabei waren die Unterschiede im Trockenjahr 2003 (Frühling: 859 g m^{-2} ; Sommer: 715 g m^{-2}) höher als 2002 (Frühling: 1052 g m^{-2} ; Sommer: 984 g m^{-2}) und konnten nur im zweiten Untersuchungsjahr statistisch abgesichert werden (Abb. 40 A-D). Die Bestandeszusammensetzung hatte einen Einfluss auf den Unterschied in der Biomassebildung zwischen Frühling und Sommer 2003. Dieser war im Bestand aus *H. lanatus* und *P. lanceolata* (V3) mit einer Abnahme von 31 % am höchsten, in V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) mit 7 % am niedrigsten. Bei den übrigen Beständen betrug die Abnahme jeweils ca. 15 %.

Die beobachteten Unterschiede zwischen Frühling und Sommer resultierten aber in allen Fällen aus einem geringeren Zuwachs an Sprossbiomasse in der zweiten Hälfte der Vegetationsperiode. In beiden Jahren war der durchschnittliche Zuwachs an Sprossbiomasse im Sommer (377 g m^{-2} bzw. 282 g m^{-2}) signifikant geringer als im Frühling (560 g m^{-2} bzw. 433 g m^{-2}), während beim Wurzelzuwachs keine jahreszeitlichen Einflüsse festgestellt wurden. Tendenziell war die durchschnittliche Bildung an Wurzelbiomasse 2002 im Sommer (550 g m^{-2}) sogar etwas höher als im Frühling (492 g m^{-2}), 2003 etwas niedriger (433 vs. 482 g m^{-2}).

Sowohl beim Spross als auch bei den Wurzeln hatte die Bestandeszusammensetzung einen Einfluss auf die jahreszeitlichen Unterschiede in der Biomassebildung; im Falle der Wurzeln konnte dies jedoch nicht statistisch abgesichert werden. Die Reduktion der Sprossbiomasse-

bildung in der zweiten Hälfte der Vegetationsperiode war in beiden Jahren in den grasdominierten Beständen V1 und V2 nicht so stark ausgeprägt wie in den übrigen Varianten. Der Wurzelzuwachs war 2002 bei V3, V4 und V5 im Sommer tendenziell etwas höher als im Frühling, bei V1 und V2 änderte er sich dagegen nicht. 2003 beeinflusste dagegen die Bestandeszusammensetzung die jahreszeitlichen Unterschiede des Wurzelwachstums nicht. Im Durchschnitt resultierte bei den Varianten V3, V4 und V5 im Sommer ein höheres Wurzel-Spross-Verhältnis als im Frühling, während sich bei V1 und V2 keine Unterschiede ergaben (Tab. 28).

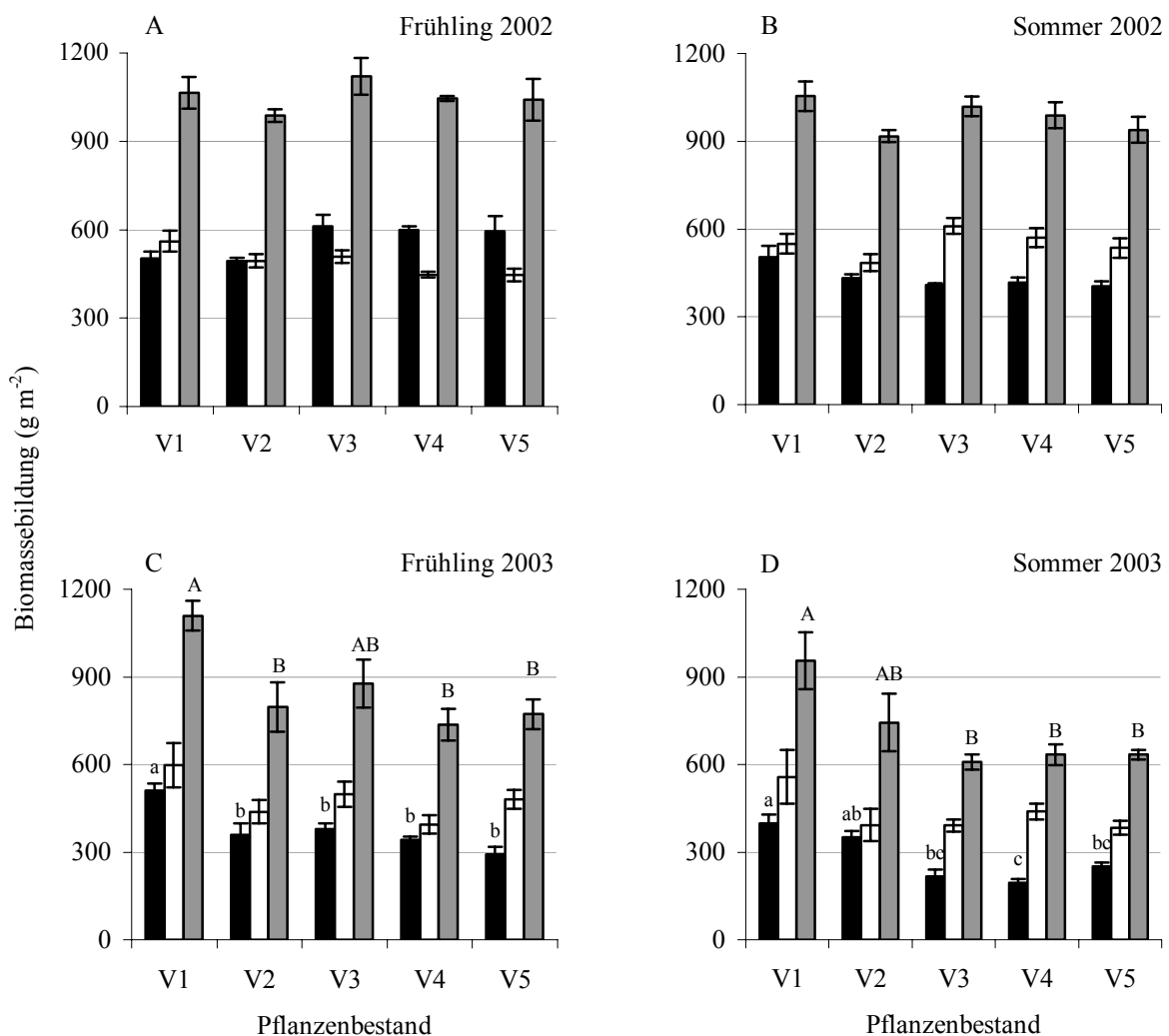


Abb. 40: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Bildung pflanzlicher Biomasse in den Zuwachspe-rioden Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D) in den ver-schiedenen Lysimeterbeständen; dargestellt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15 für Wurzeln, n=5 für Spross); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb einer Zuwachspe-riode (ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 29); ■ = Sprosstrockenmasse; □ = Wurzeltrockenmasse; ■ = Gesamtbiomasse.

Zu beachten ist, dass sich der Anteil der verschiedenen Pflanzenarten an der Bildung von Sprossbiomasse im Verlauf des Experiments stark änderte. Im Jahr 2002 dominierte in den Beständen V1 und V2 *H. lanatus* (in V1 ca. 90 %, in V2 nahezu 100 %); in den Beständen V3, V4 und V5 war diese Art zu ca. 50 % an der Sprossbiomassebildung beteiligt (Abb. 41 A und B). *P. lanceolata* bildete in den Beständen V3, V4 und V5 ungefähr die andere Hälfte der Sprossbiomasse; die übrigen beiden (V4) bzw. sechs Arten (V5) waren nur zu ca. 10 % an der Biomassebildung beteiligt.

Im Februar 2003 wurde *H. lanatus* durch Frosttrocknis stark geschädigt. Während der Vegetationsperiode 2003 dominierte daher im Grasbestand V1 *A. elatius*, in V3 *P. lanceolata* (Abb. 41 C und D). In V4 und V5 trug *H. lanatus* kaum noch zur Biomassebildung bei. Nur in Kombination mit *G. pratense* (V2) konnte sich diese Grasart noch gut behaupten.

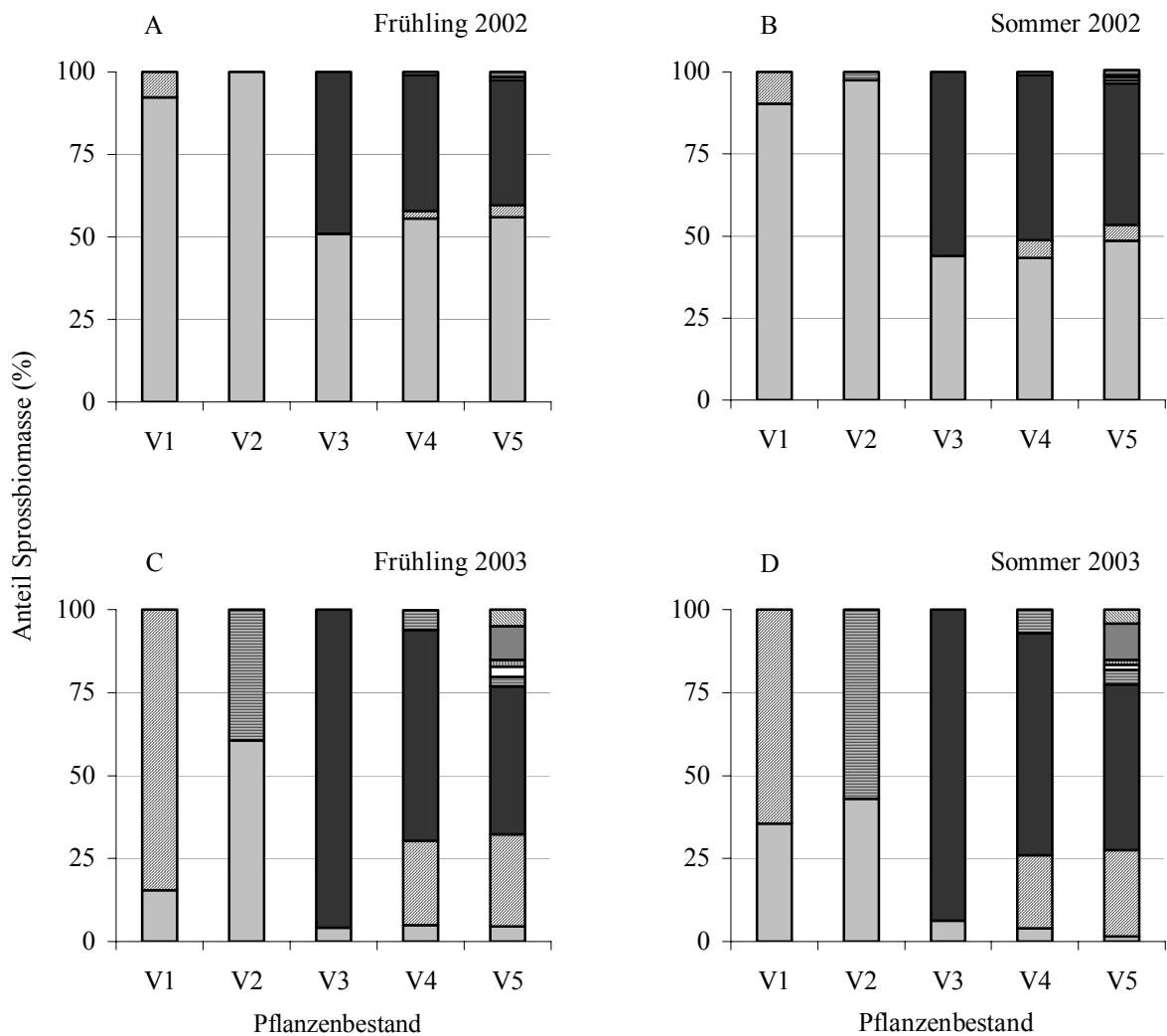


Abb. 41: Prozentualer Anteil der einzelnen Pflanzenarten an der Sprossbiomasse in den Zuwachsperioden Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D) in den verschiedenen Lysimeterbeständen; dargestellt sind Mittelwerte (n=5) (Rohdaten von NEBHÖVER & BEIERKUHNLEIN bzw. TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten); \square = *H. lanatus*; diagonal lines = *A. elatius*; horizontal lines = *G. pratense*; \blacksquare = *P. lanceolata*; \square = *A. pratensis*; vertical lines = *A. odoratum*; cross-hatch = *T. officinale*; checkered = *R. acris*.

Tab. 28: Einfluss von Jahreszeit und Bestandeszusammensetzung auf das Wurzel-Spross-Verhältnis in den Lysimeterbeständen; angegeben sind Mittelwerte (n=5).

	Wurzel-Spross-Verhältnis				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	1,12	1,00	0,83	0,75	0,75
Sommer 2002	1,09	1,12	1,50	1,36	1,33
Frühling 2003	1,17	1,22	1,31	1,16	1,64
Sommer 2003	1,40	1,12	1,81	2,25	1,53

Tab. 29: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der pflanzlichen Biomassebildung in den Lysimeterbeständen.

Effekt	Sprossbiomasse			Wurzelbiomasse		Gesamtbiomasse	
	FG	F	p	F	p	F	p
Variante	4	9,16	<0,001	5,97	<0,001	8,774	<0,001
Jahr	1	214,97	<0,001	9,97	0,002	79,22	<0,001
Jahreszeit	1	23,99	<0,001	0,08	0,785	8,36	0,005
Zuwachspanperiode	3	105,33	<0,001	7,72	<0,001	34,39	<0,001
Variante × Jahr	4	10,95	<0,001	1,34	0,259	4,94	0,003
Variante × Jahreszeit	4	1,65	0,169	1,27	0,282	0,37	0,833
Variante × Zuwachspanperiode	12	7,08	<0,001	1,45	0,143	2,15	0,023

Vertikale Verteilung der unterirdischen Biomassebildung in den Lysimeterbeständen

Die Darstellung der Tiefenverteilung der unterirdischen Biomassebildung erfolgt in der vorliegenden Arbeit nach dem Modell von GALE & GRIGAL (1987). Die vertikale Verteilung der Wurzeln kann nach diesem Modell mit folgender Exponentialfunktion beschrieben werden:

$$Y = 1 - \beta^d \quad (\text{Gleichung 4})$$

Y ist dabei der kumulative Wurzelanteil in einer bestimmten Tiefe ($0 \leq Y \leq 1$), d die Bodentiefe und β der Tiefenkoeffizient. Mit zunehmender Bodentiefe nähert sich Y asymptotisch dem Wert 1 an. Hohe Werte für β bedeuten einen höheren Biomasseanteil von Wurzeln in tieferen Bodenschichten, niedrige Werte für β einen höheren Anteil nahe der Oberfläche (Abb. 42). JACKSON ET AL. (1996) fanden in 11 verschiedenen terrestrischen Biomen β -Werte zwischen 0,91 und 0,98.

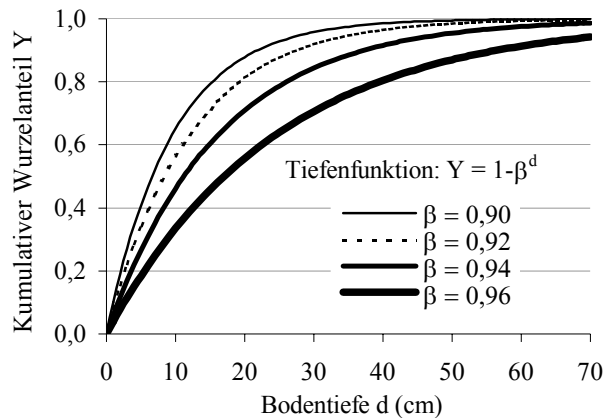


Abb. 42: Kumulative Verteilung der Wurzelbiomasse als Funktion der Bodentiefe nach GALE & GRIGAL (1987); Y: Kumulativer Wurzelanteil; d: Bodentiefe; β : Tiefenkoeffizient; mit steigenden Werten von β nimmt der Anteil von Wurzelbiomasse in oberen Bodenschichten ab.

Die statistische Auswertung der Tiefenverteilung erfolgte mit einer dreifaktoriellen ANOVA (Tab. 30). In den Lysimeterbeständen wurden im Durchschnitt 71 % der Wurzeln im Oberboden (0-10 cm und 10-25 cm Bodentiefe) neugebildet. Dieser Anteil blieb mit durchschnittlich 66 % (Frühling 2002; $\beta=0,957$), 68 % (Sommer 2002; $\beta=0,954$) und 70 % (Frühling 2003; $\beta=0,954$) in den ersten drei Untersuchungsperioden nahezu konstant. Nur im Sommer 2003 wurden mit 81 % ($\beta=0,944$) signifikant mehr Wurzeln in den obersten 25 cm Boden gebildet (Abb. 43 und 44). Die Unterschiede kamen aber nur aufgrund eines signifikant höheren Wurzelanteils in 10-25 cm Bodentiefe zustande (42 % vs. 30 %, 29 % bzw. 33 %); in der obersten Bodenschicht blieb der Anteil mit durchschnittlich 36 bis 39 % nahezu konstant. Ein jahreszeitlicher Einfluss auf die vertikale Verteilung des Wurzelzuwachses konnte also nur 2003 gefunden werden.

Tab. 30: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der vertikalen Verteilung der Wurzelbiomassebildung im Boden der Lysimeterbestände.

Effekt	FG	F	p
Tiefe	3	965,61	<0,001
Variante \times Tiefe	12	7,12	<0,001
Tiefe \times Jahr	3	43,12	<0,001
Tiefe \times Jahreszeit	3	20,09	<0,001
Tiefe \times Zuwachsperiode	9	30,55	<0,001
Variante \times Tiefe \times Jahr	12	2,84	<0,001
Variante \times Tiefe \times Jahreszeit	12	2,19	0,010
Variante \times Tiefe \times Zuwachsperiode	36	2,54	<0,001

Über alle vier Zuwachsperioden gemittelt konnte ein Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die vertikale Verteilung des Wurzelzuwachses festgestellt werden. Im Grasbestand V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) war der Anteil der Wurzelbiomassebildung im Oberboden mit durchschnittlich 75 % ($\beta=0,947$) signifikant höher als im Bestand aus *H. lanatus* und *P. lanceolata* (V3; 67 %; $\beta=0,958$) (Abb. 46 C, S. 90). In den anderen drei Varianten lagen die Anteile mit ca. 72 % zwischen den Extremen (V2: $\beta=0,951$; V4: $\beta=0,954$; V5: $\beta=0,954$). Tendenziell wurden diese Bestandesunterschiede auch innerhalb der vier Zuwachsperioden gefunden, signifikant waren die Unterschiede jedoch nicht.

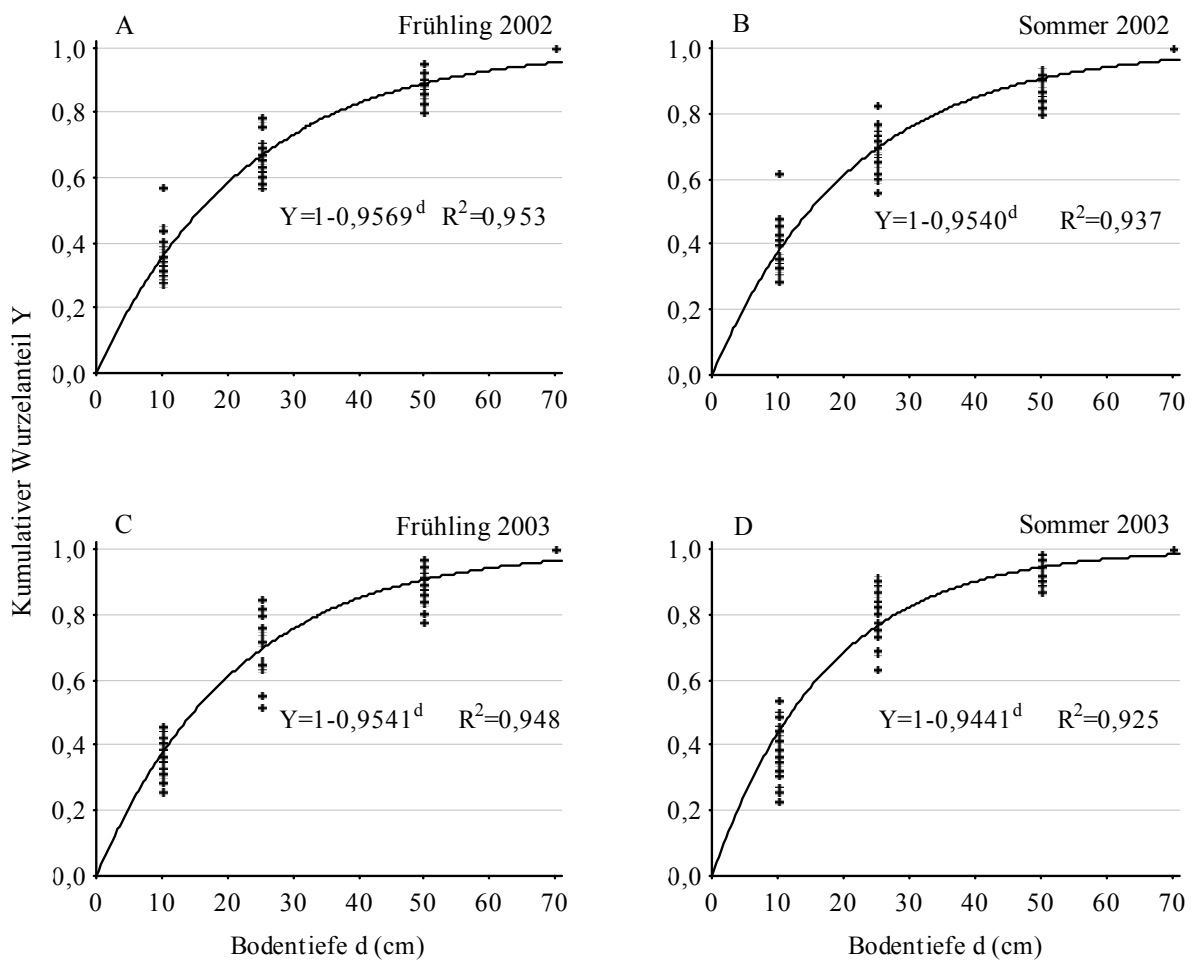


Abb. 43: Kumulative Verteilung der Wurzelbiomassebildung als Funktion der Bodentiefe in den Zeiträumen Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D); n=75.

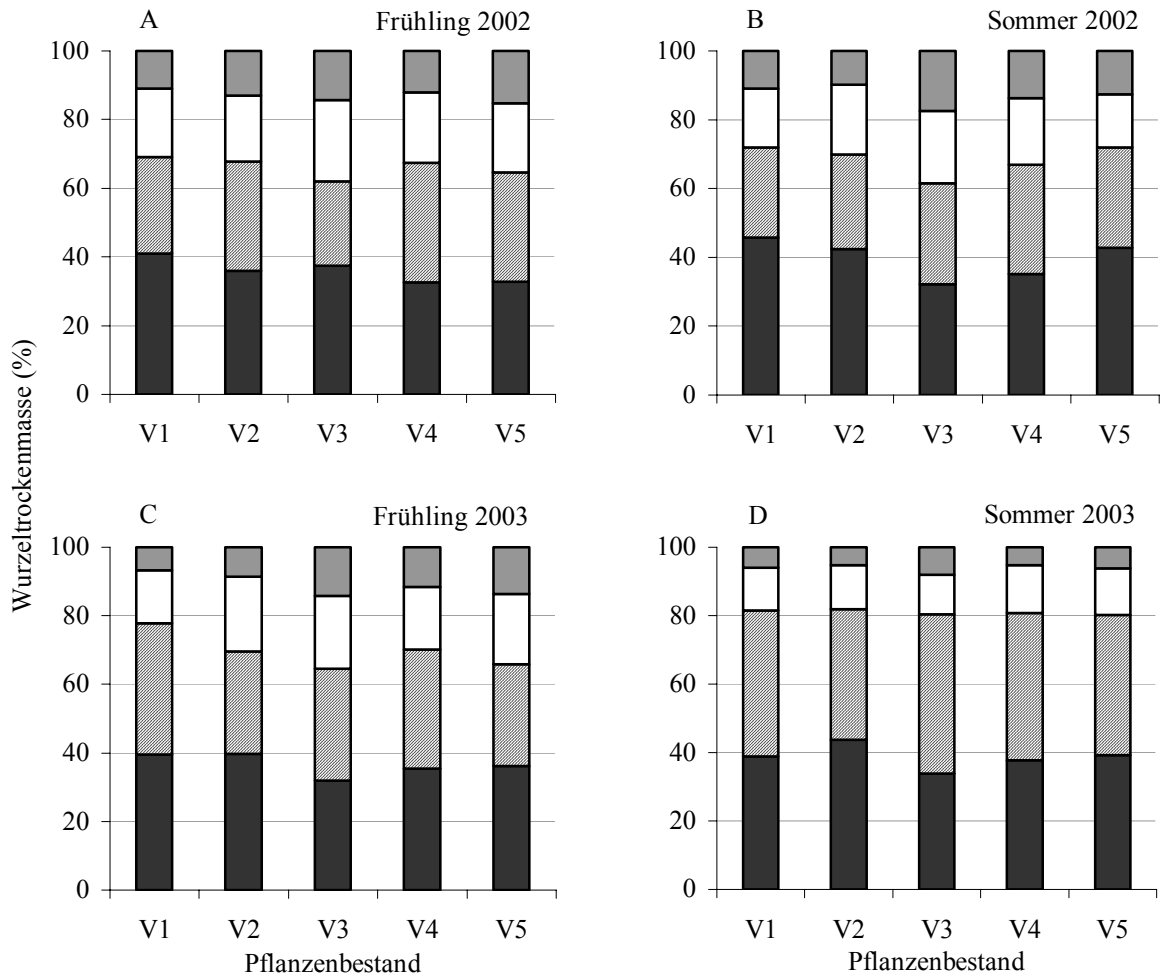


Abb. 44: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Verteilung der Wurzeltrockenmasse auf die unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zuwachspereoden Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D); ■ = 0-10 cm; ▨ = 10-25 cm; □ = 25-50 cm; ▩ = 50-70 cm.

Bestandesbiomasse in den Lysimetern zu Beginn und am Ende der Untersuchungen

Die Wurzelbiomasse in den Lysimeterbeständen war am Ende der Untersuchungen (Juni 2004) mit durchschnittlich 982 g m^{-2} fast doppelt so hoch wie im März 2002 (neun Monate nach der Aussaat) mit durchschnittlich 495 g m^{-2} (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 31). Die Unterschiede waren dabei bei den Beständen V3, V4 und V5 etwas größer als beim Grasbestand V1 (Abb. 45). Bei V2 fielen die Unterschiede zwischen 2002 und 2004 am geringsten aus.

Ein Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Wurzelbiomasse konnte nur im Jahr 2004 ermittelt werden. In V2 war zu diesem Zeitpunkt signifikant weniger Wurzelbiomasse vorhanden als in den übrigen Beständen.

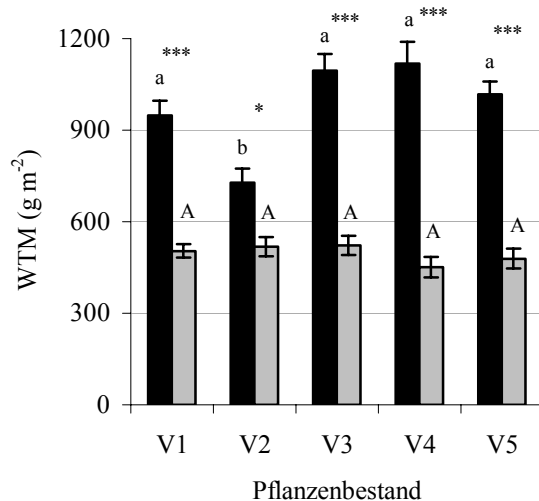


Abb. 45: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Wurzeltrockenmasse (WTM) zu den Zeitpunkten März 2002 (□) und Juni 2004 (■); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=60); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb eines Jahres, Sterne signifikante Unterschiede zwischen den Jahren innerhalb einer Variante (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 31).

Tab. 31: Ergebnisse der zweifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der Bestandes-Wurzelbiomasse von März 2002 und Juni 2004.

Effekt	FG	F-Wert	p
Variante	4	5,41	<0,001
Jahr	1	311,69	<0,001
Variante × Jahr	4	7,92	<0,001

Im Durchschnitt befanden sich 84 % der Wurzeln im Oberboden (0-25 cm Tiefe); Unterschiede zwischen den einzelnen Beständen existierten nicht (mehrfaktorielle ANOVA; vgl. Tab. 32). Es wurde jedoch ein Einfluss des Alters der Pflanzenbestände auf die vertikale Verteilung der Wurzeln gefunden. Bei den drei Jahre alten Beständen (Juni 2004) befand sich mit durchschnittlich 18 % ein höherer Anteil an Wurzeln im Unterboden (25-50 cm und 50-70 cm) als neun Monate nach der Aussaat (durchschnittlich 14 %) (Abb. 46 A und B). Signifikant waren diese Unterschiede aber nur bei V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*). Die Tiefenfunktion der Wurzelverteilung nach GALE & GRIGAL (1987) war demnach 2002 etwas steiler ($\beta=0,923$) als 2004 ($\beta=0,930$) (Abb. 47 A und B).

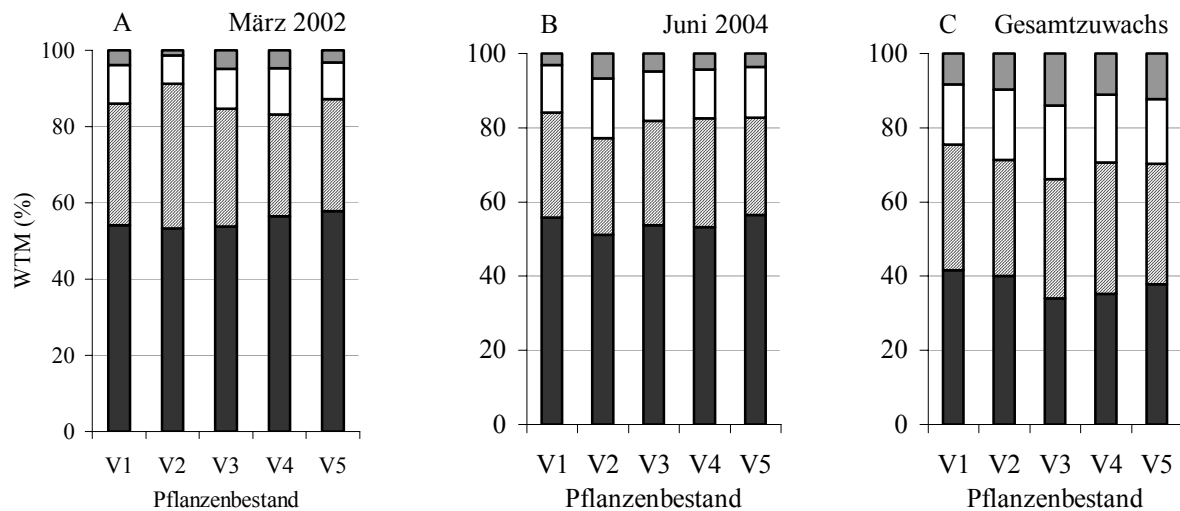
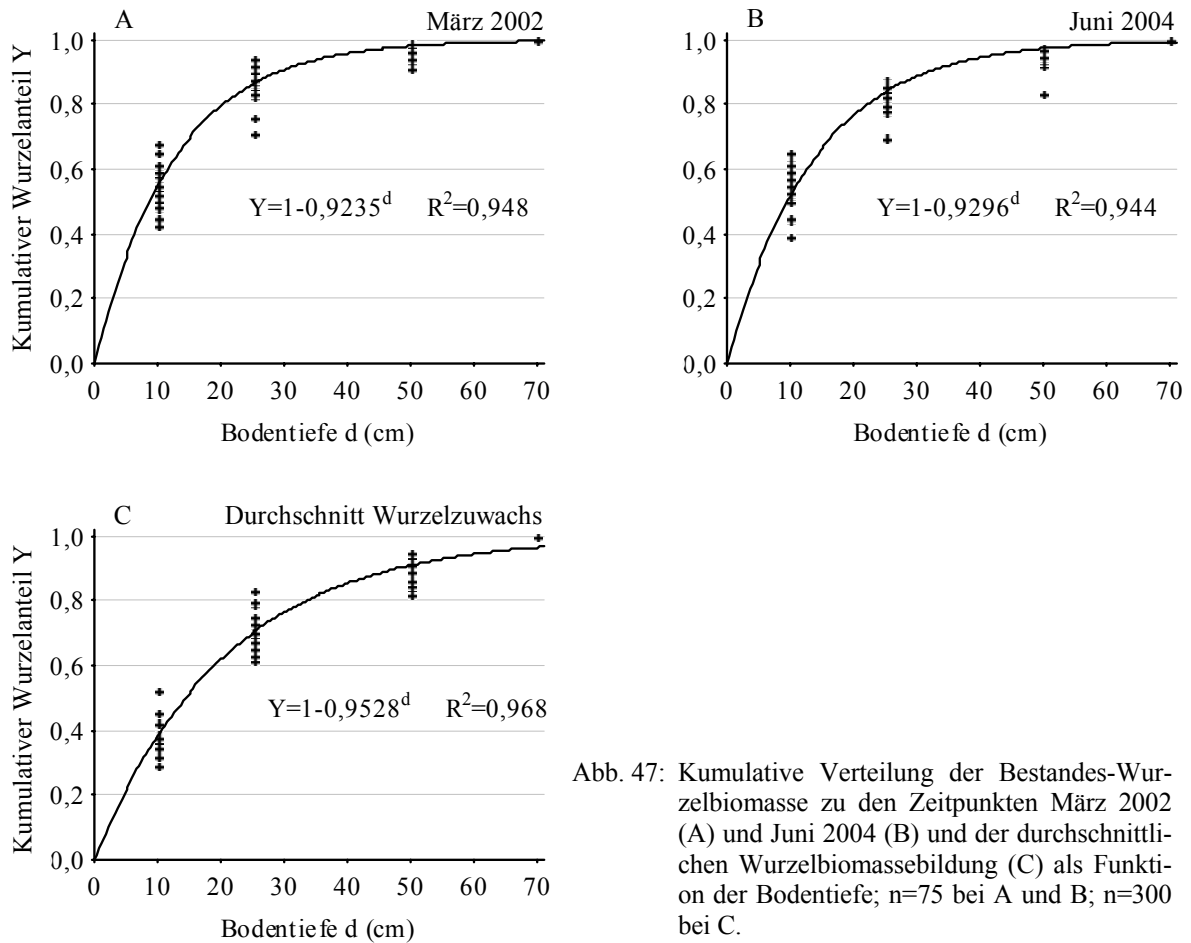


Abb. 46: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Verteilung der Wurzeltrockenmasse in den unterschiedlichen Bodentiefen zu den Zeitpunkten März 2002 (A) und Juni 2004 (B) und für die Zuwachspanoden 2002 und 2003 (C); ■ = 0-10 cm; ▨ = 10-25 cm; □ = 25-50 cm; ▩ = 50-70 cm.

In den *Ingrowth-cores*, aus denen der Wurzelzuwachs gemessen wurde, befand sich mit durchschnittlich 29 % ein deutlich höherer Anteil an Wurzelbiomasse im Unterboden als in den zur Ermittlung der Bestandesbiomasse entnommenen Bohrkernen (16 %). Die Unterschiede waren für alle fünf Pflanzenbestände signifikant (mehrfaktorielle ANOVA; FG=4; $F=2,71$; $p=0,029$), aber im Grasbestand V1 mit 25 % (Zuwachs) vs. 15 % (Bestand) am wenigsten, in V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*) mit 33 % vs. 17 % am stärksten ausgeprägt (Abb. 46). Der bei der *Ingrowth core*-Methode gegenüber der Bohrkern-Methode ermittelte niedrigere Biomasseanteil im Oberboden resultiert jedoch bei allen Varianten ausschließlich aus einer Abnahme des Anteils in der obersten Bodenschicht (0-10 cm), während in einer Tiefe von 10-25 cm keine Unterschiede gefunden wurden. Zusammenfassend lässt sich also sagen, dass die Tiefenfunktion der Wurzelverteilung nach GALE & GRIGAL (1987) bei der neu gebildeten Biomasse wesentlich flacher ($\beta=0,953$) war als bei der Bestandesbiomasse (Abb. 47 C). Besonders deutlich werden diese Unterschiede beim Vergleich der Bestandesbiomasse 2002 (Abb. 47 A) und der im Frühling 2002 gewachsenen Biomasse (Abb. 43 A).



Tab. 32: Ergebnisse der mehrfaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung der vertikalen Verteilung der Bestandes-Wurzelbiomasse im März 2002 und Juni 2004.

Effekt	FG	F	p
Tiefe	3	1733,38	<0,001
Oberboden, Unterboden	1	11031,09	<0,001
Variante × Tiefe	12	1,59	0,091
Variante × (Oberboden, Unterboden)	4	1,96	0,100
Tiefe × Jahr	3	8,76	<0,001
(Oberboden, Unterboden) × Jahr	1	54,05	<0,001
Variante × Tiefe × Jahr	12	2,62	0,002
Variante × (Oberboden, Unterboden) × Jahr	4	13,67	<0,001

Biomassebildung an den Freiland-Untersuchungsflächen

An den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof war die Bestandesbiomasse an Feinwurzeln (0-50 cm Bodentiefe) im Juni 2002 in den grasdominierten Beständen mit durchschnittlich knapp über 1000 g m⁻² deutlich höher als in den Mischbeständen aus Gräsern und

dikotylen Kräutern mit durchschnittlich ca. 650 g m⁻² (Tab. 33 A). Bei den Mischbeständen aus Gräsern und dikotylen Kräutern war der Anteil an Wurzeln im Oberboden (0-25 cm) mit ca. 91 % niedriger als bei den grasdominierten Beständen (ca. 97 %). Im Vergleich mit den experimentellen Grünlandflächen der Lysimeter, in denen im Durchschnitt ca. 84 % der Wurzeln im Oberboden vorhanden waren, ist der Anteil an Wurzeln im Oberboden in den Freilandflächen deutlich höher. Eine Darstellung der Tiefenverteilung nach GALE & GRIGAL (1987) kann hier nicht erfolgen, da die Untersuchungen nur in zwei Bodentiefen durchgeführt wurden.

Die aus den *Ingrowth-cores* ermittelte Wurzelbiomassebildung zwischen Juni und September 2002 war ebenfalls bei den grasdominierten Beständen mit ca. 640 g m⁻² höher als bei den Mischbeständen aus Gräsern und dikotylen Kräutern (ca. 400 g m⁻²) (Tab. 33 B). Auch der Anteil des Wurzelzuwachses im Oberboden war bei den grasdominierten Beständen mit ca. 92 % höher als bei den Gras-Kraut-Mischplots (ca. 82 %).

Die jährliche Bildung an Sprossbiomasse war im Jahr 2002 auf den Freiland-Untersuchungsflächen mit durchschnittlich 540 g m⁻² a⁻¹ (Gras-Kraut-Mischbestände) bzw. 660 g m⁻² a⁻¹ (grasdominierte Bestände) (NEBHÖVER, 2005) deutlich geringer als auf den Lysimeterbeständen (durchschnittlich ca. 1000 g m⁻² a⁻¹; vgl. Tab. 27). In der zweiten Hälfte der Vegetationsperiode waren diese Unterschiede ausgeprägter als in der ersten.

Tab. 33: Bestandesbiomasse an Wurzeln im Juni 2002 (A; Bestand) und Wurzelbiomassebildung zwischen Juni und September 2002 (B; Zuwachs) in den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof; gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler; Sterne kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen innerhalb eines Untersuchungszeitpunktes und einer Bodentiefe (t-Tests).

		Grasbestände			Gras-Kraut-Mischbestände			t-Test	
		n	WTM (g m ⁻²)	Anteil (%)	n	WTM (g m ⁻²)	Anteil (%)	t	p
A) Bestand	0-25 cm	8	999±159*	97,2	10	589±52*	91,3	2,68	0,017
	25-50 cm	8	29± 11	2,8	10	56±11	8,7	1,82	0,089
	gesamt		1027±117			646±65			
B) Zuwachs	0-25 cm	10	585±112*	91,7	8	316±21*	81,8	2,13	0,049
	25-50 cm	10	53± 7	8,3	8	70± 8	18,2	1,69	0,112
	gesamt		638± 66			386±22			

3.2.1.2 Gehalte und Akkumulation von Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse

Gehalte an Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen

Die Gehalte an Kohlenstoff (C) und den mineralischen Makronährelementen Stickstoff (N), Phosphor (P), Kalium (K), Magnesium (Mg) und Calcium (Ca) in der Wurzeltrockenmasse wurden jeweils für die beiden Zuwachspereoden (Frühling und Sommer) der Jahre 2002 und 2003 bestimmt. Die Nährstoffgehalte wurden – außer für Stickstoff und Kohlenstoff – dabei von Wurzeln ermittelt, die aus den vier unterschiedlichen Bodentiefen (0-10 cm, 10-25 cm, 25-50 cm und 50-70 cm) entnommen wurden (Tab. XIV bis XVII im Anhang). Die in Tab. 35 dargestellten Gehalte sind jeweils die – nach dem jeweiligen Biomasseanteil gewichteten – Mittelwerte für die vier unterschiedlichen Bodentiefen.

Mit Ausnahme von Magnesium sind die Gehalte an Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen in der Wurzeltrockenmasse deutlich geringer als in der Sprosstrockenmasse der Lysimeterbestände (TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten) (Tab. 34). Auch die Mineralstoffgehalte im Spross der zur Bestimmung der VA-Mykorrhizierung entnommenen *P. lanceolata*-Pflanzen liegen wesentlich höher als in den Wurzeln (Tab. 21, Kap. 3.1.2.2).

Tab. 34: Durchschnittliche Gehalte an Kohlenstoff und mineralischen Nährelementen in der Wurzel- und Sprosstrockenmasse der Lysimeterbestände; Nährstoffgehalte in der Sprosstrockenmasse von TÜNTE & BEIERKUHNLEIN (unveröffentlichte Daten); dargestellt sind Mittelwerte der verschiedenen Varianten und Zuwachspereoden (n=20).

	Gehalt (% Trockenmasse)					
	Kohlenstoff	Stickstoff	Phosphor	Kalium	Magnesium	Calcium
Spross	44,3	1,40	0,33	2,78	0,20	0,77
Wurzel	31,2	0,75	0,11	0,57	0,21	0,18

Im Folgenden werden jeweils die Einflüsse von Bestandeszusammensetzung, Zuwachspereode und Bodentiefe auf die Nährstoffgehalte der Wurzeln beschrieben. In den meisten Fällen konnten dabei die fünf Lysimeterbestände in zwei unterschiedliche Gruppen aufgeteilt werden: auf der einen Seite V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*), V4 (Vier-Arten-Kombination) und V5 (Acht-Arten-Kombination), auf der anderen Seite der Grasbestand V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*). Die Unterschiede zwischen diesen beiden Gruppen waren hierbei jeweils größer als die Unterschiede innerhalb der Gruppen. Zur statis-

tischen Analyse wurde jeweils eine dreifaktorielle ANOVA mit dem Tukey-HSD-Test als post-hoc-Prozedur gerechnet (Tab. 36).

Tab. 35: Gehalte an Kohlenstoff, Stickstoff, Phosphor, Kalium, Magnesium und Calcium in der zugewachsenen Wurzelbiomasse der Lysimeterbestände; dargestellt sind Mittelwerte \pm Standardfehler (n=20); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten innerhalb einer Zuwachsperiode (dreifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; Tab. 36).

Zuwachsperiode	Kohlenstoff-Gehalt (% TM)				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	35,4 \pm 0,8	34,5 \pm 0,6	32,4 \pm 0,7	34,9 \pm 0,4	33,0 \pm 0,4
Sommer 2002	30,4 \pm 0,4	29,6 \pm 1,1	28,6 \pm 0,9	28,7 \pm 0,6	29,2 \pm 0,9
Frühling 2003	31,2 \pm 1,0	29,7 \pm 1,2	27,3 \pm 0,7	28,7 \pm 1,4	24,9 \pm 1,7
Sommer 2003	34,5 \pm 0,9	32,5 \pm 1,1	32,1 \pm 0,1	33,6 \pm 0,8	33,5 \pm 0,2
	Stickstoff-Gehalt (% TM)				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	0,42 \pm 0,08	0,45 \pm 0,09	0,55 \pm 0,06	0,49 \pm 0,08	0,58 \pm 0,05
Sommer 2002	0,71 \pm 0,02	0,67 \pm 0,02	0,72 \pm 0,03	0,72 \pm 0,02	0,71 \pm 0,04
Frühling 2003	0,82 \pm 0,05	0,90 \pm 0,06	0,91 \pm 0,02	0,83 \pm 0,05	0,76 \pm 0,05
Sommer 2003	0,81 \pm 0,03	1,09 \pm 0,06	0,98 \pm 0,02	0,92 \pm 0,03	0,93 \pm 0,06
	Phosphor-Gehalt (% TM)				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	0,08 \pm 0,01 a	0,09 \pm 0,02 a	0,09 \pm 0,01 a	0,12 \pm 0,01 b	0,09 \pm 0,01 a
Sommer 2002	0,03 \pm 0,00 a	0,03 \pm 0,00 a	0,05 \pm 0,01 b	0,05 \pm 0,01 ab	0,05 \pm 0,01 ab
Frühling 2003	0,12 \pm 0,01 a	0,13 \pm 0,01 ab	0,15 \pm 0,02 b	0,13 \pm 0,01 ab	0,13 \pm 0,01 ab
Sommer 2003	0,10 \pm 0,01 a	0,14 \pm 0,01 b	0,17 \pm 0,02 c	0,17 \pm 0,01 c	0,18 \pm 0,02 c
	Kalium-Gehalt (% TM)				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	0,40 \pm 0,05 a	0,51 \pm 0,03 b	0,66 \pm 0,03 c	0,74 \pm 0,04 c	0,74 \pm 0,03 c
Sommer 2002	0,42 \pm 0,05 a	0,43 \pm 0,04 a	0,87 \pm 0,03 c	0,75 \pm 0,06 b	0,74 \pm 0,05 b
Frühling 2003	0,35 \pm 0,03 a	0,43 \pm 0,03 a	0,74 \pm 0,05 b	0,43 \pm 0,06 a	0,42 \pm 0,06 a
Sommer 2003	0,32 \pm 0,06 a	0,45 \pm 0,05 b	0,66 \pm 0,04 c	0,64 \pm 0,05 c	0,61 \pm 0,04 c
	Calcium-Gehalt (% TM)				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	0,11 \pm 0,01 ab	0,09 \pm 0,01 a	0,13 \pm 0,01 ab	0,15 \pm 0,01 b	0,14 \pm 0,01 ab
Sommer 2002	0,08 \pm 0,01 a	0,09 \pm 0,01 a	0,19 \pm 0,02 b	0,18 \pm 0,02 b	0,18 \pm 0,03 b
Frühling 2003	0,11 \pm 0,01 a	0,17 \pm 0,04 b	0,26 \pm 0,02 c	0,22 \pm 0,02 bc	0,23 \pm 0,04 c
Sommer 2003	0,11 \pm 0,01 a	0,20 \pm 0,04 b	0,32 \pm 0,03 cd	0,27 \pm 0,03 c	0,33 \pm 0,03 d
	Magnesium-Gehalt (% TM)				
	V1	V2	V3	V4	V5
Frühling 2002	0,21 \pm 0,02 b	0,24 \pm 0,01 bc	0,23 \pm 0,02 bc	0,25 \pm 0,03 c	0,16 \pm 0,01 a
Sommer 2002	0,12 \pm 0,02 a	0,11 \pm 0,03 a	0,21 \pm 0,03 c	0,19 \pm 0,04 bc	0,17 \pm 0,03 b
Frühling 2003	0,19 \pm 0,01 a	0,21 \pm 0,02 ab	0,27 \pm 0,01 c	0,23 \pm 0,02 b	0,25 \pm 0,02 bc
Sommer 2003	0,17 \pm 0,01 a	0,20 \pm 0,03 a	0,29 \pm 0,01 b	0,27 \pm 0,02 b	0,27 \pm 0,01 b

Tab. 36: Ergebnisse der dreifaktoriellen Varianzanalysen zur statistischen Analyse der Kohlenstoff- und Mineralstoffgehalte in der Wurzelbiomasse der Lysimeterbestände.

Effekt	FG	Kohlenstoff		Stickstoff		Phosphor	
		F	p	F	p	F	p
Variante	4	6,88	<0,001	2,39	0,058	32,51	<0,001
Tiefe	3	--	--	--	--	37,48	<0,001
Zuwachsperiode	3	52,08	<0,001	72,91	<0,001	408,00	<0,001
Variante × Tiefe	12	--	--	--	--	3,30	<0,001
Variante × Zuwachsperiode	12	1,52	0,134	1,69	0,086	4,40	<0,001
Tiefe × Zuwachsperiode	9	--	--	--	--	5,41	<0,001
Variante × Tiefe × Zuwachsperiode	36	--	--	--	--	2,08	<0,001

	FG	Kalium		Magnesium		Calcium	
		F	p	F	p	F	p
Variante	4	151,90	<0,001	45,60	<0,001	65,30	<0,001
Tiefe	3	14,84	<0,001	69,59	<0,001	23,01	<0,001
Zuwachsperiode	3	79,10	<0,001	58,68	<0,001	72,19	<0,001
Variante × Tiefe	12	5,96	<0,001	1,58	0,096	2,66	0,002
Variante × Zuwachsperiode	12	18,55	<0,001	10,42	<0,001	4,16	<0,001
Tiefe × Zuwachsperiode	9	5,52	<0,001	9,73	<0,001	4,89	<0,001
Variante × Tiefe × Zuwachsperiode	36	2,76	<0,001	1,47	<0,001	1,43	0,060

Der **Kaliumgehalt** war in den Wurzeln aus den Beständen V3, V4 und V5 im Durchschnitt signifikant höher als aus den beiden anderen Beständen. Die Wurzeln des Grasbestands V1 hatten den geringsten K-Gehalt. Lediglich in den während des Frühlings 2003 gewachsenen Wurzeln zeigten sich nur tendenzielle Unterschiede zwischen V4 und V5 auf der einen Seite und dem Grasbestand auf der anderen Seite. In beiden Untersuchungsjahren waren die Unterschiede zwischen den beiden Gruppen im Sommer stärker ausgeprägt als im Frühling.

Im ersten Untersuchungsjahr war der K-Gehalt der Wurzeln mit durchschnittlich 0,61 % (Frühling) bzw. 0,64 % (Sommer) höher als im Frühling und Sommer 2003 (0,48 % bzw. 0,54 %). Signifikante Unterschiede wurden aber nur bei V4 und V5 gefunden.

Bei allen Beständen – außer V3 – war der K-Gehalt der Wurzeln im Unterboden mit durchschnittlich 0,60 % (25-50 cm) bzw. 0,62 % (50-70 cm) höher als im Oberboden mit 0,54 % (0-10 cm) und 0,56 % (10-25 cm). Bei den im Sommer gewachsenen Wurzeln war der Einfluss der Bodentiefe bei allen betroffenen Beständen größer als bei den im Frühling gewachsenen Wurzeln (Tab. XIV bis XVII im Anhang).

Auch der **Calciumgehalt** der Wurzeln war bei den Beständen V3, V4 und V5 in allen Untersuchungsperioden höher als bei V1 und V2. Die Unterschiede zwischen den beiden Gruppen waren im Durchschnitt 2003 größer als 2002, in beiden Untersuchungsjahren im Sommer jedoch ausgeprägter als im Frühling. Die Wurzeln aus V1 und V2 hatten 2002 ähnliche Ca-Gehalte, während 2003 bei V2 höhere Werte gefunden wurden.

Im ersten Untersuchungsjahr war der Ca-Gehalt der Wurzeln mit durchschnittlich 0,12 % (Frühling) bzw. 0,14 % (Sommer) niedriger als im Frühling und Sommer 2003 (0,20 % bzw. 0,25 %). Signifikante Unterschiede wurden aber nur bei V3, V4, V5 und – in schwächerem Maße – bei V2 gefunden. Im Sommer waren die Ca-Gehalte dabei jeweils etwas höher als im Frühling.

Im Durchschnitt hatten die in einer Bodentiefe von 10-25 cm gewachsenen Wurzeln einen signifikant höheren Ca-Gehalt als die Wurzeln aus den anderen Bodentiefen, zwischen denen keine Unterschiede gefunden wurden. Dies konnte jedoch nicht beim Grasbestand V1 beobachtet werden, bei V2 nur im zweiten Untersuchungsjahr (Tab. XIV bis XVII im Anhang).

Die Wurzeln der Bestände V3, V4 und V5 hatten durchschnittlich einen höheren **Magnesiumgehalt** als die Wurzeln von V1 und V2. Im Frühling 2002 konnte dies jedoch nicht beobachtet werden; hier war der Mg-Gehalt bei V5 signifikant am niedrigsten.

Mit Ausnahme des ersten Untersuchungszeitraumes (Frühling 2002) nahm bei allen Beständen der Mg-Gehalt der Wurzeln mit zunehmender Bodentiefe zu. Innerhalb des Oberbodens wurden jedoch keine signifikanten Unterschiede gefunden. Im Sommer war der Einfluss der Bodentiefe auf den Mg-Gehalt größer als im Frühling (Tab. XIV bis XVII im Anhang).

Mit durchschnittlich 0,12 % war der **Phosphorgehalt** der Wurzeln aus den Beständen V3, V4 und V5 signifikant höher als aus V1 (0,08 %) und V2 (0,10 %). Auch hier war der Unterschied zwischen den beiden Gruppen im Sommer stärker ausgeprägt als im Frühling.

Die im Sommer 2002 gewachsenen Wurzeln hatten in allen Beständen einen geringeren P-Gehalt als die im Frühling 2002 gebildeten. Im zweiten Untersuchungsjahr hatten nur die Wurzeln aus V1 im Sommer einen niedrigeren P-Gehalt, bei den anderen Beständen kam es zu einem leichten Anstieg.

Bei V1 und V2 nahm der P-Gehalt der Wurzeln mit zunehmender Bodentiefe kontinuierlich ab. Bei V3, V4 und V5 dagegen kam es zunächst zu einem leichten Anstieg im Oberboden, dann zu einer signifikanten Abnahme des P-Gehalts. Diese Unterschiede waren jedoch in bei-

den Jahren nur bei den im Sommer gewachsenen Wurzeln zu beobachten (Tab. XIV bis XVII im Anhang).

Auf den **Stickstoff- und Kohlenstoffgehalt** der Wurzeln hatte die Bestandeszusammensetzung keinen signifikanten Einfluss. Tendenziell war jedoch das C/N-Verhältnis der Wurzeln des Grasbestandes V1 im Durchschnitt etwas weiter als bei den anderen Beständen. Im Durchschnitt war der N-Gehalt im zweiten Untersuchungsjahr höher als 2002.

Akkumulation von Stickstoff, Phosphor, Kalium, Calcium und Magnesium in der Wurzelbiomasse

Aus dem Zuwachs an Wurzeln und den Mineralstoffgehalten wurde die Akkumulation der einzelnen Nährstoffe in der Wurzelbiomasse (angegeben in g m^{-2}) berechnet (Abb. 48). Die Akkumulation von Kohlenstoff wird gesondert im Kapitel „Wurzelumsatz und Eintrag von Kohlenstoff in den Boden“ (Kap. 3.2.2) dargestellt.

Im Folgenden werden jeweils die Einflüsse von Bestandeszusammensetzung, Zuwachsperiode und Untersuchungsjahr auf die Nährstoffakkumulation in der Wurzelbiomasse beschrieben. Wie bei den Nährstoffgehalten konnten auch hier die fünf Lysimeterbestände in vielen Fällen in zwei unterschiedliche Gruppen aufgeteilt werden, zwischen denen die Unterschiede größer waren als innerhalb der jeweiligen Gruppe: auf der einen Seite V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*), V4 (Vier-Arten-Kombination) und V5 (Acht-Arten-Kombination), auf der anderen Seite der Grasbestand V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*). Zur Untersuchung des Einflusses der Bestandeszusammensetzung auf die gesamte Akkumulation während der beiden Untersuchungsjahre wurden einfaktorielle Varianzanalysen gerechnet, zur Analyse des Einflusses von Zuwachsperiode und Bestandeszusammensetzung bzw. Untersuchungsjahr und Bestandeszusammensetzung jeweils zweifaktorielle ANOVAs (Tab. 37). Als post-hoc-Test wurde der Tukey-HSD-Test verwendet.

Die **Akkumulation von Kalium** in der Wurzelbiomasse in den Jahren 2002 und 2003 war im Grasbestand V1 und in V2 mit insgesamt $8,8 \text{ g m}^{-2}$ bzw. $8,3 \text{ g m}^{-2}$ signifikant am niedrigsten, bei V3 am höchsten ($14,9 \text{ g m}^{-2}$). V4 und V5 lagen mit Werten von $12,3 \text{ g m}^{-2}$ bzw. $11,3 \text{ g m}^{-2}$ zwischen den Extremen. Die Zuwachsperiode beeinflusste jedoch die Unterschiede zwischen den verschiedenen Beständen. Während im ersten Untersuchungsjahr V3, V4 und V5 sowohl im Frühling als auch im Sommer signifikant mehr Kalium in der Wurzelbiomasse akkumulierten, war dies 2003 nur im Sommer der Fall (Abb. 48 A, B und D). Die Unterschiede zwi-

schen den Beständen waren aber hier nicht so groß wie im ersten Untersuchungsjahr. Im Frühling 2003 zeigte dagegen nur V3 eine höhere K-Akkumulation (Abb. 48 C).

Im Durchschnitt war die K-Akkumulation im ersten Untersuchungsjahr mit $6,6 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ signifikant höher als 2003 mit $4,7 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$. Signifikant waren die Unterschiede jedoch nur für die Bestände V3, V4 und V5.

Bei der **Calcium-Akkumulation** war die Aufteilung in die beiden Gruppen sehr deutlich: V1 und V2 akkumulierten mit insgesamt jeweils $2,4 \text{ g m}^{-2}$ signifikant weniger Ca in der Wurzelbiomasse als V3 ($4,4 \text{ g m}^{-2}$), V4 ($3,8 \text{ g m}^{-2}$) und V5 ($4,0 \text{ g m}^{-2}$). Aber auch hier war zusätzlich ein Einfluss der Zuwachsperiode zu erkennen. In beiden Jahren war jeweils nur im Sommer die Ca-Akkumulation bei V3, V4 und V5 höher als bei V1 und V2 (Abb. 48 B und D). Im Frühling 2002 unterschieden sich die fünf Bestände nicht voneinander, im Frühling 2003 dagegen war nur die Ca-Akkumulation in V3 signifikant höher als in den anderen Beständen (Abb. 48 A und C).

Im Gegensatz zu Kalium war die Anreicherung von Calcium in den Wurzeln im Jahr 2002 mit durchschnittlich $1,4 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ signifikant niedriger als 2003 mit $2,0 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$. Diese Unterschiede wurden bei allen Beständen beobachtet, konnten aber auf dieser Ebene nicht statistisch abgesichert werden. Bei V3, V4 und V5 war die Ca-Anreicherung außerdem in beiden Jahren im Sommer jeweils höher als im Frühling.

Im Falle der **Magnesium-Akkumulation** in der Wurzelbiomasse konnte die Aufteilung der fünf Bestände in die beiden Gruppen nur im Sommer 2002 vorgenommen werden (Abb. 48). Über beide Jahre summiert, akkumulierte V3 mit $5,0 \text{ g m}^{-2}$ mehr Mg als V2 ($3,4 \text{ g m}^{-2}$), signifikante Unterschiede konnten jedoch nicht ermittelt werden. Die drei anderen Bestände lagen mit insgesamt $4,1 \text{ g m}^{-2}$ (V1), $4,6 \text{ g m}^{-2}$ (V4) und $3,8 \text{ g m}^{-2}$ (V5) zwischen den Extremen.

Bis auf tendenziell geringere Werte bei den Beständen V1 und V2 im Sommer 2002 war kein Einfluss der Zuwachsperiode auf die Mg-Akkumulation zu erkennen (Abb. 48). Im Durchschnitt ergab sich daraus im ersten Untersuchungsjahr mit $1,9 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ eine etwas niedrigere Rate als 2003 mit $2,2 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$.

Die **Phosphor-Akkumulation** in der Wurzelbiomasse war in V3, V4 und V5 mit insgesamt $2,2 \text{ g m}^{-2}$, $2,1 \text{ g m}^{-2}$ bzw. $2,1 \text{ g m}^{-2}$ etwas höher als in V1 ($1,9 \text{ g m}^{-2}$) und V2 ($1,8 \text{ g m}^{-2}$), signifikante Unterschiede wurden jedoch nur zwischen V3 und V2 gefunden. Ein signifikanter Einfluss der Bestandeszusammensetzung konnte aber – wie bei der Akkumulation von Mg – nur im Sommer 2002 gefunden werden (Abb. 48).

In allen Beständen war die P-Akkumulation im Jahre 2002 mit durchschnittlich $0,8 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ signifikant niedriger als im zweiten Untersuchungsjahr mit $1,3 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$. Die Jahreszeiten beeinflussten 2003 die P-Akkumulation nicht, 2002 war sie dagegen im Sommer mit durchschnittlich $0,24 \text{ g m}^{-2}$ signifikant geringer als im Frühling ($0,46 \text{ g m}^{-2}$). Dabei waren die jahreszeitlichen Unterschiede bei V1 und V2 größer als bei V3, V4 und V5.

Bei der **Akkumulation von Stickstoff** in der Wurzelbiomasse gab es keine Unterschiede zwischen den einzelnen Beständen (V1: $15,5 \text{ g m}^{-2}$; V2: $14,8 \text{ g m}^{-2}$; V3: $15,1 \text{ g m}^{-2}$; V4: $13,7 \text{ g m}^{-2}$; V5: $13,7 \text{ g m}^{-2}$). Mit Ausnahme einer bei allen Beständen signifikant niedrigeren N-Akkumulation im Frühling 2002 – was zu einer signifikant niedrigeren Akkumulation im Jahr 2002 führte – wurde kein Einfluss der Zuwachsperiode gefunden.

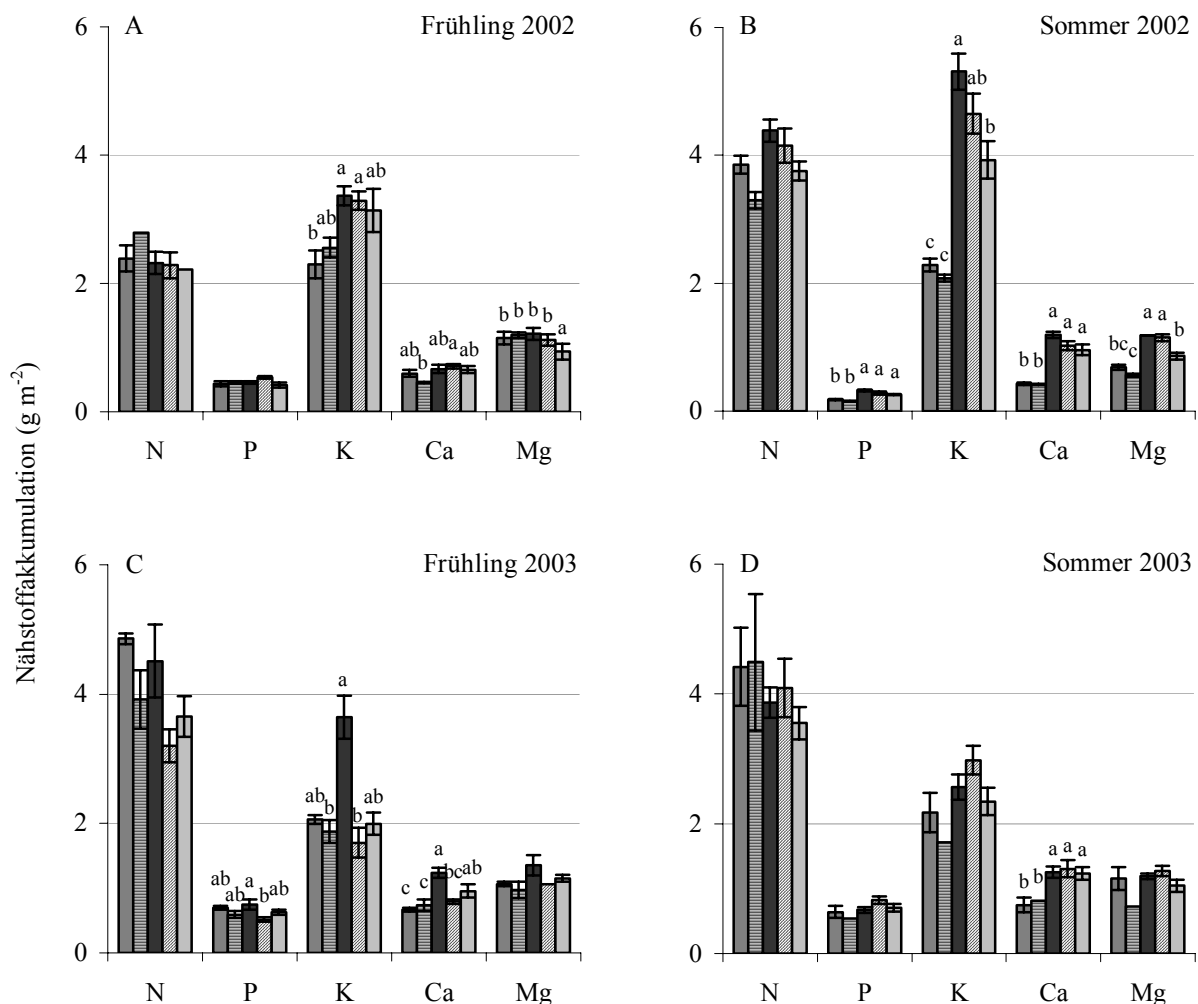


Abb. 48: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Akkumulation von Stickstoff, Phosphor, Kalium, Calcium und Magnesium in der Wurzelbiomasse zu den Zuwachsperioden Frühling 2002 (A), Sommer 2002 (B), Frühling 2003 (C) und Sommer 2003 (D); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=5); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; vgl. Tab. 37); ■ = V1; ▨ = V2; ■ = V3; ▩ = V4; □ = V5.

Tab. 37: Ergebnisse der einfaktoriellen (A) und zweifaktoriellen (B, C) Varianzanalysen zur statistischen Analyse der Mineralstoffakkumulation in der Wurzelbiomasse der Lysimeterbestände.

Effekt	Stickstoff			Phosphor		Kalium		Magnesium		Calcium	
	FG	F	p	F	p	F	p	F	p	F	p
A) einfaktorielle ANOVA											
Gesamte Akkumulation	4	2,87	0,050	3,82	0,018	24,39	<0,001	2,68	0,062	28,11	<0,001
B) zweifaktorielle ANOVA – Akkumulation pro Zuwachsperiode											
Variante	4	1,49	0,214	4,21	0,004	38,99	<0,001	37,87	<0,001	10,61	<0,001
Zuwachsperiode	3	18,76	<0,001	100,71	<0,001	43,20	<0,001	33,26	<0,001	6,39	<0,001
Variante × Zuwachsperiode	12	1,28	0,246	3,18	0,001	8,71	<0,001	4,68	<0,001	3,56	<0,001
C) zweifaktorielle ANOVA – jährliche Akkumulation											
Variante	4	1,78	0,152	2,79	0,042	48,41	<0,001	6,79	<0,001	30,87	<0,001
Jahr	1	32,20	<0,001	176,77	<0,001	117,58	<0,001	5,84	0,022	58,94	<0,001
Variante × Jahr	4	1,46	0,233	0,87	0,490	8,35	<0,001	2,41	0,073	1,25	0,310

3.2.2 Wurzelumsatz und Eintrag von Kohlenstoff in den Boden

3.2.2.1 Wurzelumsatz in den Lysimeterbeständen

Aus dem jährlichen Zuwachs an Feinwurzelbiomasse zwischen Juni 2001 und Juni 2004 und der Bestandesbiomasse Juni 2004 wurde der jährliche Feinwurzelumsatz (*Root Turnover*) berechnet. Nach LAUENROTH & GILL (2003) ist der jährliche Wurzelumsatz der Quotient aus der jährlichen unterirdischen Nettoprimärproduktion (BNPP, *Belowground Net Primary Productivity*) und der Bestandesbiomasse. Da die erste Probennahme im Rahmen dieser Arbeit im März 2002 erfolgte, die Bestände aber schon im Juni 2001 angesät worden waren, wurde bei der Berechnung von der Annahme ausgegangen, dass die im März 2002 bestimmte Bestandesbiomasse den Zuwachs während der Etablierungsphase der Bestände widerspiegelte. Außerdem wurde kein Wurzelzuwachs für den Zeitraum September 2003 bis Juni 2004 ermittelt. Da sich die Bestände in der Zusammensetzung und Menge der oberirdischen Biomasse im Frühjahr 2004 nicht wesentlich von den Verhältnissen im Jahre 2003 unterschieden (A. Weigelt, pers. Mitteilung), wurde als Wurzelbiomassebildung zwischen September 2003 und Juni 2004 der Mittelwert des Zuwachses in Frühling und Sommer 2003 angenommen.

In den Beständen aus den beiden Gräsern *H. lanatus* und *A. elatius* (V1) sowie *H. lanatus* und *G. pratense* (V2) war der jährliche Wurzelumsatz – mit dem gesamten Untersuchungszeitraum von 2001 bis 2004 als Berechnungsgrundlage – mit Werten von deutlich über eins höher als in den übrigen drei Beständen, in denen die Wurzeln knapp unter einmal im Jahr umgesetzt wurden (Tab. 38) (einfaktorielle ANOVA; FG=4; F=5,89; p<0,001). Anzumerken ist,

dass V1 und V2 während der ersten Hälfte des Experiments bis Februar 2003 deutlich von *H. lanatus* dominiert wurden (vgl. Abb. 41, Kap. 3.2.1.1). Da sich jedoch danach der Anteil der verschiedenen Arten aufgrund des starken Rückgangs von *H. lanatus* in den einzelnen Beständen änderte, wurde zusätzlich der Wurzelumsatz für den Zeitraum 2003-2004 als Berechnungsgrundlage ermittelt. In den Beständen V1 und V2 war der Wurzelumsatz nun etwas geringer als der für den gesamten Untersuchungszeitraum berechnete Wurzelumsatz, bei den übrigen Beständen änderten sich die Werte nicht. Mit Werten von $1,1 \text{ a}^{-1}$ setzten sich die Wurzeln in V1 und V2 jedoch trotzdem noch schneller um als in V3, V4 und V5.

Tab. 38: Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die jährliche Wurzelbiomassebildung (WTM) (Mittelwert Juni 2001 bis Juni 2004), die Bestandesbiomasse Juni 2004 und den jährlichen Wurzelumsatz (Berechnungsgrundlage: Zeiträume 2001 bis 2001 und 2003-2004) (V1 = Zwei-Gräser-Bestand, V2 = Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut; V3 = Bestand aus Gras und Rosettenkraut, V4 = Vier-Arten-Bestand, V5 = Acht-Arten-Bestand); gezeigt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten (einfaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test).

	Pflanzenbestand				
	V1	V2	V3	V4	V5
WTM 2001-2004 ($\text{g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$) [†]	1116±77 a	914±35 b	992±27 ab	907±28 b	919±37 b
Biomasse Juni 2004 (g m^{-2}) ^{††}	949±47 a	730±45 b	1095±55 a	1117±72 a	1018±42 a
Wurzelumsatz 2001-2004 (a^{-1}) ^{†††}	1,2±0,1 ab	1,3±0,1 a	0,9±0,0 bc	0,8±0,1 c	0,9±0,1 bc
Wurzelumsatz 2003-2004 (a^{-1}) ^{††††}	1,1±0,1 ab	1,1±0,1 a	0,8±0,0 bc	0,8±0,1 c	0,9±0,1 abc

[†] n=15, FG=4, F=3,94, p=0,006; ^{††} n=15, FG=4, F=7,49, p<0,001; ^{†††} n=15, FG=4, F=5,89, p<0,001; ^{††††} n=15, FG=4, F=4,84, p=0,002

In allen Pflanzenbeständen nahm der jährliche Wurzelumsatz (berechnet für den gesamten Untersuchungszeitraum 2001-2004) mit zunehmender Bodentiefe mit Werten von durchschnittlich $0,8 \text{ a}^{-1}$ in 0-10 cm auf $2,9 \text{ a}^{-1}$ in 50-70 cm signifikant zu (Abb. 49) (zweifaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; FG=3; F=40,39; p<0,001). Die stärkste Zunahme war dabei zwischen den beiden Unterbodenschichten 25-50 cm und 50-70 cm zu verzeichnen, während in den Bodentiefen 10-25 cm und 25-50 cm mit durchschnittlich $1,4 \text{ a}^{-1}$ gleich viel Wurzeln umgesetzt wurden. In den grasdominierten Beständen V1 und V2 war der Wurzelumsatz in den beiden Oberbodenschichten signifikant höher als in den übrigen drei Beständen (einfaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; FG=3; F=8,16; p<0,001 (0-10 cm); F=4,71; p=0,002 (10-25 cm)). Auch im Unterboden waren diese Tendenzen erkennbar, konnten jedoch nicht statistisch abgesichert werden (einfaktorielle ANOVA; FG=3; F=2,02; p=0,101 (25-50 cm) bzw. F=1,78; p=0,142 (50-70 cm)). Eine Ausnahme bildete der Acht-Arten-Bestand (V5) in

der Bodentiefe 50-70 cm, dessen Wurzeln sich mit einem Wert von knapp über 3 a^{-1} genauso schnell umsetzten wie die Wurzeln in V2.

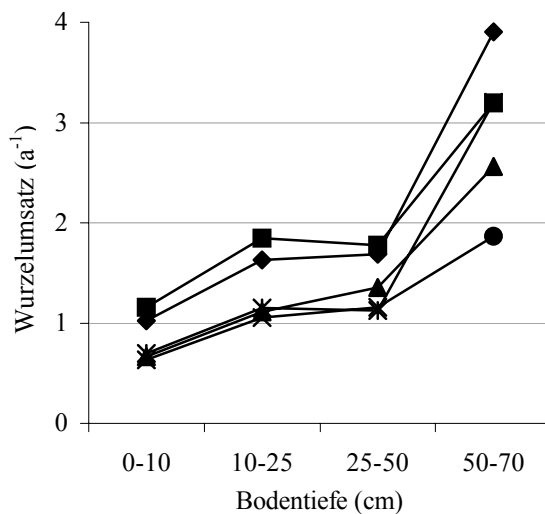


Abb. 49: Einfluss von Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung auf den Wurzelumsatz in den verschiedenen Lysimeterbeständen (◆ = V1, ■ = V2; ▲ = V3, ● = V4, × = V5); dargestellt sind Mittelwerte (n=5).

3.2.2.2 Eintrag von Kohlenstoff in den Boden

Die Akkumulation von Kohlenstoff im Boden der Lysimeter wurde aus der Differenz des Gesamt-Kohlenstoffgehalts des Bodens am Ende (Juni 2004) und zu Beginn des Experiments (Juni 2001) berechnet. In allen Pflanzenbeständen war die im Boden gespeicherte Menge an Kohlenstoff im Juni 2004 signifikant höher als im Juni 2001, während bei den vegetationsfreien Nullplots keine Unterschiede zu verzeichnen waren (Tab. 39 bzw. Tab. XLI im Anhang) (einfaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=6$; $F=7,88$; $p<0,001$). Die Kohlenstoff-Akkumulation während dieses Zeitraums war bei der Zwei-Arten-Kombination aus *H. lanatus* und *G. pratense* (V2) tendenziell am niedrigsten und bei der Acht-Arten-Kombination (V5) am höchsten; die Unterschiede zwischen den einzelnen Beständen waren jedoch nicht signifikant (einfaktorielle ANOVA; $FG=4$; $F=1,47$; $p=0,250$).

Da von der im Juni 2004 entnommenen Bestandesbiomasse keine Kohlenstoff-Gesamtgehalte bestimmt wurden, wurde bei der Berechnung des Kohlenstoffeintrags durch die Wurzelstreu von der Annahme ausgegangen, dass sich die C-Gehalte im Juni 2004 nicht wesentlich von den im Jahre 2003 ermittelten Werten von durchschnittlich 32 % unterschieden. Außerdem wurde, wie in Kap. 3.2.2.1 ausgeführt, als Wurzelbiomassebildung im Frühling 2004 der Mittelwert der Biomassebildung von Frühling und Sommer 2003 angenommen. Im Grasbestand (V1) wurde mit 778 g m^{-2} signifikant mehr Kohlenstoff über abgestorbene Wurzeln in den Boden eingetragen als in den Beständen V3 (517 g m^{-2}), V4 (480 g m^{-2}) und V5 (485 g m^{-2}) (Tab. 39) (einfaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; $FG=4$; $F=10,14$; $p<0,001$). Der C-

Eintrag lag bei der Zwei-Arten-Kombination aus *H. lanatus* und *G. pratense* (V2), in der *H. lanatus* in den ersten anderthalb Untersuchungsjahren stark dominierte, mit 613 g m^{-2} zwischen den Werten der anderen Bestände, die Unterschiede waren jedoch nicht signifikant.

Die Differenz zwischen der Kohlenstoff-Akkumulation im Boden und dem Eintrag von Kohlenstoff über abgestorbene Wurzeln war bei den grasdominierten Beständen V1 und V2 negativ, bei den übrigen drei Beständen positiv (Tab. 39).

Tab. 39: Menge an Kohlenstoff im Boden der Lysimeterbestände vor Beginn des Experiments (Juni 2001) und nach Abschluss des Experiments (Juni 2004) sowie Akkumulation und Eintrag an Kohlenstoff in den Boden während der Zeitdauer des Experiments; angegeben sind Mittelwerte und Standardfehler (n=5); unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Varianten.

	Kohlenstoffmenge im Boden (g m^{-2})				
	V1	V2	V3	V4	V5
Juni 2001	3239±36	3239±36	3239± 36	3239± 36	3239± 36
Juni 2004	3860±69	3639±50	3874±161	3973±104	4042±138
C-Akkumulation 2001-2004*	621±69	400±50	635±161	734±104	803±138
C-Eintrag durch Wurzelstreu**	778±59 a	613±46 ab	517± 20 b	480± 32 b	485± 28 b
Differenz Akkumulation-Eintrag***	-157±76 ab	-213±46 a	118±159 ab	254± 90 ab	318±184 b

* einfaktorielle ANOVA; n=5; FG=4; F=1,47; p=0,250; ** einfaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; n=5; FG=4; F=10,14; p<0,001; *** einfaktorielle ANOVA und Tukey-HSD-Test; n=5; FG=4; F=3,94; p=0,016.

In Abb. 50 ist der Einfluss von Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung auf die Kohlenstoffakkumulation und den Kohlenstoffeintrag durch Wurzelstreu pro Volumeneinheit Boden dargestellt. Die statistische Auswertung erfolgte mit einer zweifaktoriellen ANOVA und dem Tukey-HSD-Test als post-hoc-Prozedur (Tab. 40).

Im Durchschnitt war bei allen Pflanzenbeständen ein Einfluss der Bodentiefe auf die Kohlenstoffakkumulation zu erkennen (Abb. 50 A). Signifikante Unterschiede gab es jedoch nur zwischen den beiden obersten Bodenschichten (0-10 cm und 10-25 cm). Im Vergleich zur obersten Bodenschicht (0-10 cm; C-Akkumulation: durchschnittlich $2,7 \text{ mg cm}^{-3}$) betrug die C-Akkumulation in 10-25 cm Tiefe mit durchschnittlich $0,6 \text{ mg cm}^{-3}$ nur noch 22,2 %. Während im Grasbestand V1 und in der Zwei-Arten-Kombination aus *H. lanatus* und *P. lanceolata* (V3) die C-Akkumulation mit zunehmender Bodentiefe kontinuierlich weiter abnahm, stieg sie bei den anderen Varianten in der obersten Unterbodenschicht (25-50 cm) zunächst wieder an. In 50-70 cm Bodentiefe wurde dann auch bei diesen Beständen am wenigsten Kohlenstoff im Boden akkumuliert. Signifikant waren die Unterschiede zwischen den einzelnen Beständen aber nicht.

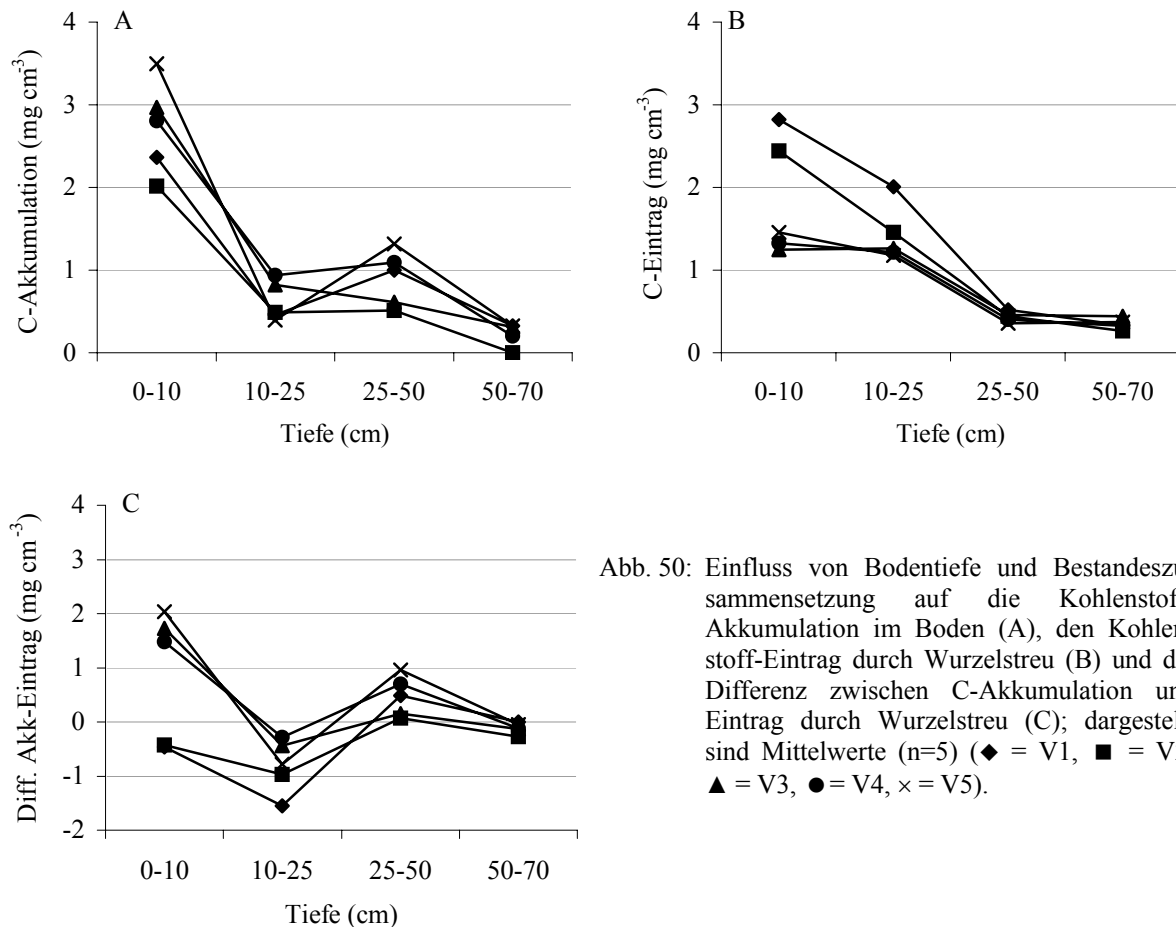


Abb. 50: Einfluss von Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung auf die Kohlenstoff-Akkumulation im Boden (A), den Kohlenstoff-Eintrag durch Wurzelstreu (B) und die Differenz zwischen C-Akkumulation und Eintrag durch Wurzelstreu (C); dargestellt sind Mittelwerte (n=5) (◆ = V1, ■ = V2, ▲ = V3, ● = V4, × = V5).

Der Kohlenstoffeintrag in den Boden über abgestorbene Wurzeln nahm bei allen Varianten mit zunehmender Bodentiefe ab (Abb. 50 B). Zwischen den beiden untersuchten Unterbodenschichten waren die Unterschiede jedoch nicht signifikant. Im Oberboden konnte nur beim Grasbestand V1 und bei Variante V2, die in der ersten Hälfte des Experimentes stark von *H. lanatus* dominiert wurde, eine signifikante Abnahme des C-Eintrags mit zunehmender Bodentiefe verzeichnet werden. Ein Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf den C-Eintrag war nur im Oberboden zu erkennen. In der obersten Bodenschicht wurde im Grasbestand V1 und in Variante V2 signifikant mehr Kohlenstoff durch abgestorbene Wurzeln eingetragen als in den übrigen drei Beständen. In 10-25 cm Bodentiefe waren diese Unterschiede nicht so stark ausgeprägt. Die Differenz zwischen C-Akkumulation und C-Eintrag war in der obersten Bodenschicht bei den Beständen V3, V4 und V5 positiv, d. h. es wurde mehr Kohlenstoff im Boden akkumuliert als durch Wurzelstreu eingetragen wurde (Abb. 50 C). Bei V1 und V2 war dagegen der C-Eintrag durch Wurzelstreu etwas höher als die C-Akkumulation. In den übrigen Bodentiefen waren Eintrags- und Akkumulationsmengen ungefähr gleich, mit der Ten-

denz, dass in 10-25 cm Tiefe der C-Eintrag etwas höher war und in 25-50 cm Tiefe die C-Akkumulation.

Zusammenfassend kann man sagen, dass die Kohlenstoffakkumulation im Oberboden mit zunehmender Bodentiefe deutlich stärker abnahm als der C-Eintrag durch die Wurzelstreu. Bei den Beständen V1 und V2 waren diese Unterschiede aber nicht so stark ausgeprägt wie bei den übrigen Beständen. Unterhalb von 10-25 cm reduzierte sich dagegen die Kohlenstoffakkumulation nicht mehr mit zunehmender Bodentiefe, während beim C-Eintrag durch Wurzelstreu auch weiterhin eine Abnahme zu verzeichnen war.

Tab. 40: Ergebnisse der zweifaktoriellen ANOVA zur statistischen Auswertung von Kohlenstoff-Akkumulation im Boden und Kohlenstoffeintrag in den Boden durch Wurzelstreu.

Effekt	FG	C-Akkumulation		C-Eintrag durch Wurzelstreu	
		F	p	F	p
Bodentiefe	3	57,84	<0,001	153,05	<0,001
Variante	4	2,22	0,074	15,28	<0,001
Bodentiefe × Variante	12	0,89	0,561	6,80	<0,001

3.3 Untersuchungen zur Dynamik von Feinwurzeln

Die *Ingrowth-core*-Untersuchungen lieferten Informationen zum Einfluss der Jahreszeit auf das Wurzelwachstum. Um z. B. Aussagen zum Beginn des Wurzelwachstums am Anfang der Vegetationsperiode oder zur Reaktion von Wurzeln auf den Schnitt der oberirdischen Biomasse zu erhalten, wurden Untersuchungen in höherer zeitlicher Auflösung durchgeführt. Mit Hilfe von Minirhizotronen wurde der Einfluss von Zeitpunkt, Bodentiefe und Bestandeszusammensetzung auf das Wurzelwachstum in den Lysimeterbeständen untersucht. An Monokulturen, die in durchsichtigen Gefäßen angezogen wurden, wurden Unterschiede zwischen verschiedenen Pflanzenarten untersucht.

3.3.1 Untersuchung des Wurzelwachstums verschiedener Pflanzenarten in Monokulturen

Bei allen untersuchten Pflanzenarten nahm die kumulative Wurzellängendichte (WLD; angegeben in cm pro cm² Röhrenoberfläche) in einer Bodentiefe von 40-50 cm im Laufe des Frühlings und des Frühsommers zu (Abb. 51). Bei *R. acris*, *H. lanatus* und *P. lanceolata* war die

Zunahme etwas stärker ausgeprägt als bei *G. pratense* und *T. officinale*. Bei *A. elatius* war nur eine äußerst geringe Zunahme der WLD zu verzeichnen.

Insbesondere zu Beginn der Vegetationsperiode im April war das Wurzelwachstum bei *R. acris* höher als bei den anderen Arten. Bei *H. lanatus* nahm die WLD in diesem Monat noch nicht zu. Außerdem war bei dieser Art zwischen dem 23. Juni und 21. Juli kein Wurzelwachstum mehr zu verzeichnen, während die WLD bei den anderen Arten noch zunahm.

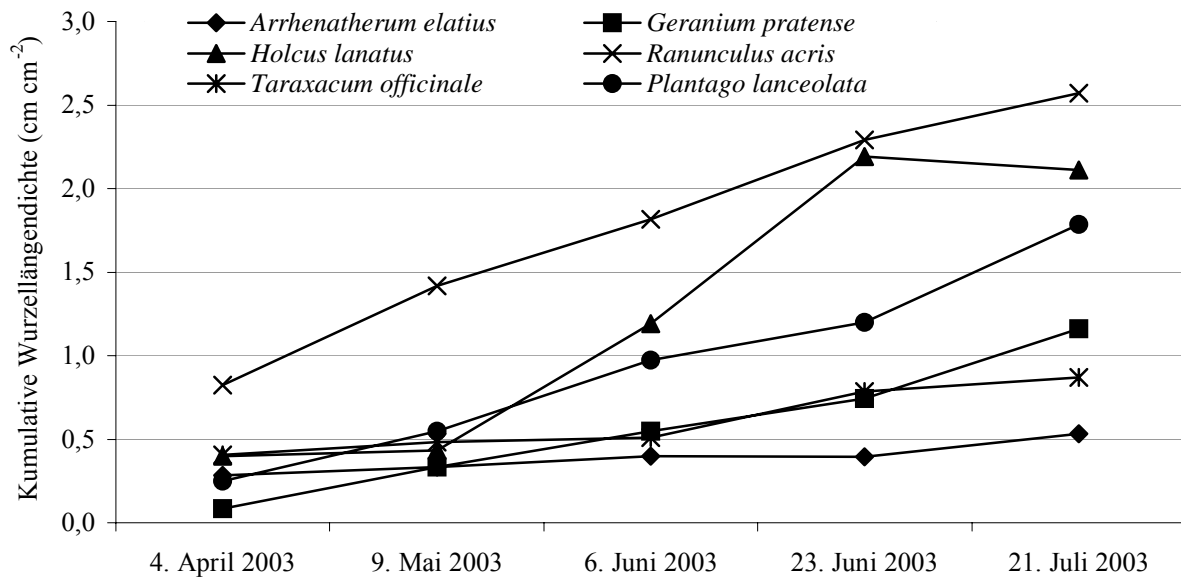


Abb. 51: Kumulative Wurzellängendichte in 40-50 cm Bodentiefe verschiedener Pflanzenarten in Monokultur im Verlauf des Frühlings und Frühsommers 2003; dargestellt sind Mittelwerte (n=5).

3.3.2 Untersuchung des Wurzelwachstums in den Lysimeterbeständen mit Hilfe von Minirhizotronen

Wie bei den *Ingrowth-core*- und den Bohrkern-Untersuchungen war die WLD bei allen Beständen zu allen Zeitpunkten in 30 cm Bodentiefe jeweils höher als in einer Tiefe von 50 cm (Abb. 52 A und B). In 50 cm Tiefe war das Wurzelwachstum im Vergleich zu 30 cm bei allen Beständen zeitlich verzögert. Aber auch innerhalb der einzelnen Bodentiefen gab es Unterschiede im zeitlichen Verlauf des Wurzelwachstums der verschiedenen Bestände. So begann in 30 cm Tiefe das Wurzelwachstum in den Beständen V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) und V3 (*H. lanatus* und *P. lanceolata*) etwa einen Monat später als bei den anderen Beständen (Abb. 52 A). Die maximale WLD wurde – abgesehen von V3 – im August erreicht und war bei V2 und V4 am höchsten. Eine Woche nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse (Pfeil) stagnierte das Wurzelwachstum in dieser Bodentiefe nur in V2.

In 50 cm Bodentiefe war im April nur beim Grasbestand V1 ein Wurzelwachstum zu verzeichnen (Abb. 52 B). Am spätesten begann das Wurzelwachstum in dieser Tiefe beim Zwei-Arten-Bestand aus *H. lanatus* und *G. pratense* (V2). Hier waren erst Mitte Juli die ersten Wurzeln zu erkennen.

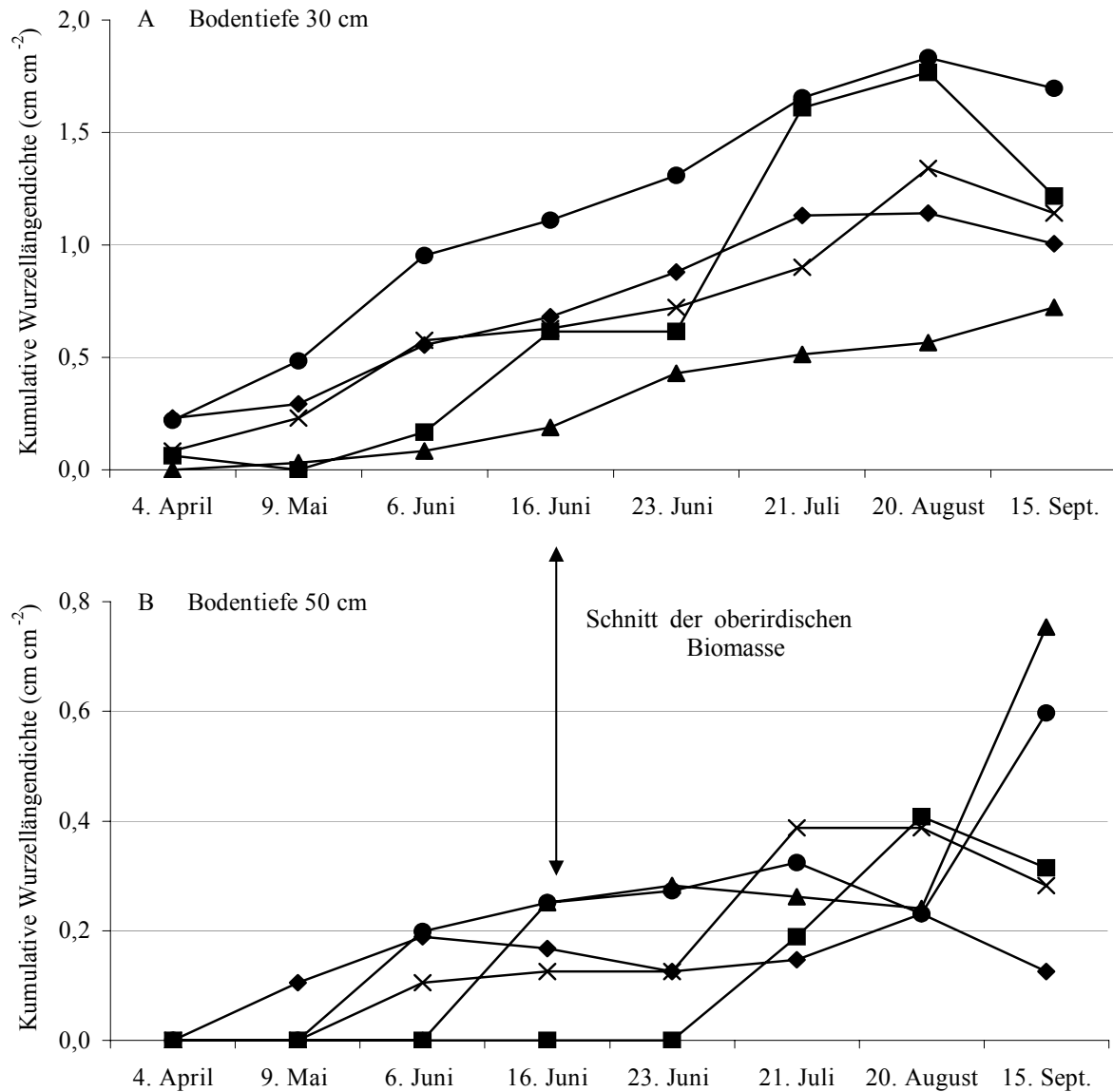


Abb. 52: Kumulative Wurzellängendichte in den verschiedenen Lysimeterbeständen im Verlauf des Frühlings und Sommers 2003 in A) 30 cm und B) 50 cm Bodentiefe; dargestellt sind Mittelwerte ($n=5$); ◆ = V1 (Zwei-Gräser-Bestand), ■ = V2 (Bestand aus Gras und stängelbeblättertem Kraut), ▲ = V3 (Bestand aus Gras und Rosettenkraut), ● = V4 (Vier-Arten-Bestand), × = V5 (Acht-Arten-Bestand).

4 Diskussion

4.1 Aufnahmefähigkeit und Retentionsvermögen der Wurzeln

Ziel der Arbeit war es, herauszufinden, ob das Nährstoffaneignungsvermögen bzw. das Retentionsvermögen der Wurzeln eines Pflanzenbestandes von dessen Artenzusammensetzung beeinflusst wird. Zur Beantwortung dieser Fragestellung wurden drei Ansätze verfolgt.

Zum einen wurden morphologische Wurzeleigenschaften, die mit dem Nährstoffaneignungsvermögen und dem Retentionsvermögen im Zusammenhang stehen, bestimmt. Zum anderen wurden Untersuchungen zur VA-Mykorrhizierung der Wurzeln durchgeführt, da diese Symbiose zwischen Zygomyceten und Pflanzen insbesondere bei der Aufnahme von wenig bodenmobilen Nährstoffen wie z. B. Phosphat eine große Rolle spielt. Letztendlich wurde am Beispiel der Stickstoffaufnahme der Einfluss von Bodentiefe und Jahreszeit auf die Mineralstoffaufnahme direkt untersucht.

4.1.1 Morphologische Wurzelparameter, die im Zusammenhang mit dem Nährstoffaneignungsvermögen und dem Retentionsvermögen stehen

Als morphologische Wurzeleigenschaften wurden beispielhaft die Wurzellängendichte (WLD), der durchschnittliche Wurzeldurchmesser (WD) und die spezifische Wurzellänge (SWL) bestimmt.

Im Folgenden wird die Bedeutung dieser morphologischen Wurzelparameter für die Aufnahme mineralischer Nährelemente aus dem Boden erläutert. Im Anschluss wird der Einfluss von Bodentiefe, Jahreszeit und Bestandeszusammensetzung auf die einzelnen Parameter diskutiert.

Bedeutung morphologischer Wurzelparameter für die Nährstoffaufnahme

Die WLD (angegeben in cm Wurzellänge pro cm³ Boden) beeinflusst die Größe der Austauschfläche zwischen Boden und Wurzeln. Wie im Folgenden erläutert wird, ist zur räumlichen Erschließung von wenig bodenmobilen Nährstoffen, deren Antransport zur Wurzeloberfläche in erster Linie durch Diffusion und nicht durch Massenfluss erfolgt, eine hohe WLD von außerordentlicher Wichtigkeit (BARBER, 1995).

Nach CLAASSEN (1990) kann ein Nährstoff im Boden nur dann von den Wurzeln vollständig räumlich erschlossen werden, wenn der mittlere Abstand zwischen zwei Wurzeln den doppelten Radius der Verarmungszone für den betreffenden Nährstoff im Boden nicht übersteigt. Der mittlere Abstand zwischen zwei Wurzeln (a) sinkt mit zunehmender Wurzellängendichte (WLD) (CLAASSEN, 1990):

$$a = \frac{1}{\sqrt{\pi \times WLD}} \quad (\text{Gleichung 5})$$

Als Radius der Verarmungszone eines bestimmten Nährstoffs im Boden (r_v) wird nach NYE & TINKER (1977) diejenige Distanz vom Wurzelmittelpunkt bezeichnet, in der die Nährstoffkonzentration in der Bodenlösung mindestens 10 % niedriger ist als im umgebenden Boden. Er hängt zum einen vom Wurzeldurchmesser d ab, zum anderen von der Beweglichkeit des betreffenden Nährstoffs im Boden, welche durch den Diffusionskoeffizienten D_b angegeben wird, und der Zeitspanne t , in der die Wurzel aktiv Nährstoffe aufnehmen kann:

$$r_v = \frac{1}{2}d + 2\sqrt{D_b t} \quad (\text{Gleichung 6})$$

Aus beiden Beziehungen wird deutlich, dass zur vollständigen räumlichen Erschließung eines gut im Boden beweglichen Nährstoffs wie z. B. Nitrat ($D_b=10^{-11} \text{ m}^2\text{s}^{-1}$; JUNGK (2003)) eine niedrigere WLD notwendig ist als zur Erschließung eines wenig bodenmobilen Nährstoffs wie z. B. Phosphat ($D_b=10^{-13} \text{ m}^2\text{s}^{-1}$; JUNGK (2003)).

Die Größe des Wurzeldurchmessers (WD; angegeben in mm) beeinflusst den Antransport von Nährstoffen durch Diffusion zur Wurzeloberfläche. Nach CLAASSEN & STEINGROBE (1999) steigt mit sinkendem Wurzeldurchmesser d das Bodenvolumen, das pro Einheit Wurzeloberfläche zum Antransport von Nährstoffen zur Wurzeloberfläche durch Diffusion beiträgt. Dieses so genannte spezifische Bodenvolumen (V_s ; angegeben in cm^3 Boden pro cm^2 Wurzeloberfläche) hängt außerdem von der Diffusionsstrecke Δx des betreffenden Nährstoffs im Boden ab:

$$V_s = \Delta x + \frac{\Delta x^2}{d} \quad (\text{Gleichung 7})$$

Die Diffusionsstrecke Δx wird nach SYRING & CLAASSEN (1995) über Gleichung 8 berechnet:

$$\Delta x = \sqrt{\pi D_b t} \quad (\text{Gleichung 8})$$

Diese Beziehungen manifestieren die außerordentliche Bedeutung von Wurzelhaaren und extraradikalen VA-Mykorrhizapilzhypen für die räumliche Erschließung wenig bodenmobi-

ler Nährstoffe. Bei durchschnittlichen Durchmessern von 10 μm (Wurzelhaare) bzw. 1-2 μm (VAM-Hyphen) beträgt beispielsweise das spezifische Bodenvolumen für Phosphat ($D_b=10^{-13} \text{ m}^2\text{s}^{-1}$; $t=14$ Tage) 3,86 $\text{cm}^3 \text{ cm}^{-2}$ bzw. 12,73 $\text{cm}^3 \text{ cm}^{-2}$, während für Feinwurzeln mit einem durchschnittlichen Durchmesser von 300 μm nur 0,06 $\text{cm}^3 \text{ cm}^{-2}$ erreicht werden (JUNGK, 2003).

Die spezifische Wurzellänge (SWL; angegeben in m Wurzellänge pro g Wurzeltrockenmasse) ist ein Maß für die Ökonomie der Nährstoffaufnahme, d. h. die Höhe der Investitionskosten an Assimilaten für die Erschließung des Bodenraumes (BAUHUS & MESSIER, 1999). Zu bedenken ist jedoch, dass die Wurzeltrockenmasse nicht nur eine Funktion des Wurzeldurchmessers ist, sondern auch der Gewebedichte und somit der artspezifischen und von Umweltbedingungen beeinflussten Anatomie der Wurzeln (z. B. SCHLAPFER & RYSER, 1996). Gleiche Gewebedichte vorausgesetzt, steigt die SWL mit abnehmendem Wurzeldurchmesser. Eine Investition von Kohlenstoff in Wurzellängenwachstum (z. B. bei Gräsern mit einem aus vielen Feinwurzeln bestehenden homorrhizen Wurzelsystem) trägt daher mehr zur räumlichen Erschließung wenig bodenmobiler Nährstoffe bei als eine Investition in Dickenwachstum.

4.1.1.1 Wurzellängendichte

Die in der vorliegenden Arbeit ermittelten Wurzellängendichten (WLD) stimmen mit 10-45 cm cm^{-3} im Oberboden (0-25 cm) gut mit den Werten überein, die für andere temperate Grünlandssysteme beschrieben wurden (Abb. 17 und 31). COOK ET AL. (1988) sowie REINHARDT & MILLER (1990) fanden bei Untersuchungen in nordamerikanischen temperaten Grünländern Wurzellängendichten von bis zu 70 cm cm^{-3} im Oberboden. Bei SCHERER-LORENZEN (1999) lagen die Werte in den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof zum größten Teil zwischen 15 und 50 cm cm^{-3} (0-30 cm Bodentiefe), bei den im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Untersuchungen zwischen 12 und 23 cm cm^{-3} (0-25 cm Tiefe) bzw. 1-2 cm cm^{-3} (25-50 cm Tiefe) (Tab. 19). Ein ausführlicher Vergleich der Freiland-Untersuchungsflächen mit den experimentellen Grünlandbeständen in den Lysimetern erfolgt im Rahmen der Diskussion der Wurzelbiomasse (Kap. 4.2.1).

Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die WLD

Die im ersten Untersuchungsjahr beobachteten höheren WLD in den Beständen V1 und V2 (Abb. 19 A) lassen sich auf die Dominanz von *Holcus lanatus* mit seinem dichten Feinwur-

zelsystem zurückführen. Die WLD in den Beständen V3 (*H. lanatus* und *Plantago lanceolata*), V4 (Vier-Arten-Kombination) und V5 (Acht-Arten-Kombination) unterschieden sich nicht signifikant voneinander; dabei muss jedoch betont werden, dass auch im Vier- und Acht-Arten-Bestand *H. lanatus* und *P. lanceolata* zusammengekommen einen Anteil von mehr als 95 % an der oberirdischen Biomassebildung hatten (Abb. 41).

Der bei allen Pflanzenbeständen beobachtete geringere Zuwachs an Wurzellänge im zweiten Untersuchungsjahr lässt sich mit der starken Reduktion von *H. lanatus* begründen. Bei V1 und V2, die 2002 noch zu mehr als 95 % von *H. lanatus* dominiert wurden, wirkte sich dieser Rückgang am stärksten aus. Trotzdem war auch im Jahr 2003 die WLD beim Grasbestand V1, in dem *Arrhenatherum elatius* einen Anteil von ungefähr 85 % an der oberirdischen Biomassebildung hatte, signifikant höher als bei den anderen Beständen. Nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER (1992) besitzt das homorrhize Wurzelsystem von *A. elatius* zwar nicht einen so hohen Anteil an dünnen Feinwurzeln wie das von *H. lanatus*, die gesamte Wurzellänge ist aber dennoch größer als bei den in den übrigen Beständen dominierenden dikotylen Kräutern mit ihrem allorrhizen Wurzelsystem. Obwohl sich im Jahr 2003 die Anteile der unterschiedlichen Arten an der Sprossbiomassebildung zwischen V3, V4 und V5 unterschieden, war kein Einfluss der Vielfalt an Pflanzenarten oder funktionellen Gruppen auf die WLD festzustellen.

Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass die An- bzw. Abwesenheit von bestimmten Pflanzenarten in einem Bestand (d. h. die sog. *species identity*) eine größere Rolle bei der Beurteilung der Wurzellängendichte im Boden spielt als die Anzahl der im Bestand wachsenden Arten (d. h. die *species diversity*) bzw. die Anzahl der funktionellen Typen von Pflanzen.

Einfluss der Bodentiefe auf die WLD

In allen Pflanzenbeständen und allen Untersuchungsperioden nahm die WLD mit zunehmender Bodentiefe exponentiell ab (Abb. 18). Dieses Ergebnis ist konform mit den meisten anderen Untersuchungen an temperaten Grünlandsystemen oder wichtigen landwirtschaftlich genutzten Kulturpflanzen (z. B. CARROW, 1996; GREENWOOD ET AL., 1982; HORLACHER, 1991; HUANG & FRY, 1998; SAQIB ET AL., 2004). FITTER (2003) sieht als Hauptgrund für die Abnahme der WLD einen geringeren Gehalt an Nährstoffen bzw. eine schlechtere Verfügbarkeit von Wasser und Nährstoffen in größerer Bodentiefe. Eine weitere Ursache für die geringere WLD im Unterboden ist die größere Lagerungsdichte des Bodens (BARLEY, 1965; MONTAGU ET AL., 2001). ROSOLEM ET AL. (2002) stellten dabei fest, dass die Abnahme der WLD mit

zunehmender Lagerungsdichte des Bodens bei Gräsern stärker ausgeprägt ist als bei dikotylen Kräutern.

Auch in der vorliegenden Arbeit nahm die WLD im Jahr 2002 bei den in diesem Zeitraum vom Gras *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 stärker ab als bei den übrigen drei Beständen, in denen *H. lanatus* nur einen Anteil von etwa 50 % der oberirdischen Biomasse hatte. Nach der starken Reduktion dieser Grasart mit ihrem sehr dichten, homorrhizen Wurzelsystem in oberen Bodenhorizonten im Winter durch Frosttrocknis zeigte im darauffolgenden Jahr nur noch der Grasbestand V1 aus *H. lanatus* und *A. elatius* einen steileren Tiefengradient. Die Unterschiede zwischen den Beständen waren aber nicht so ausgeprägt wie ein Jahr zuvor. Offenbar machte sich der höhere prozentuale Anteil der beiden anderen Pflanzenarten (*A. elatius* und *Geranium pratense*) mit ihren weniger dichten Wurzelsystemen bemerkbar (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992).

In dieser Arbeit wurde zudem im Sommer ein steilerer Tiefengradient als im Frühling gefunden. Dies steht im Gegensatz zu vielen Befunden in der Literatur, dass bei geringerer Bodenfeuchtigkeit im Sommer verhältnismäßig größere Wurzellängen in tieferen Bodenschichten gebildet werden (z. B. ENGELS ET AL., 1994; HUANG, 1999; VINCENT & GREGORY, 1989). Diese Abweichungen sind vermutlich methodisch begründet, da sie in beiden Untersuchungsjahren bei allen Pflanzenbeständen beobachtet werden konnten. Die Bewässerung im Sommer führte offenbar zu einem präferentiellen Wurzelwachstum in den oberen Bodenschichten.

4.1.1.2 Durchschnittlicher Wurzeldurchmesser und spezifische Wurzellänge

In beiden Untersuchungsjahren lag der durchschnittliche Wurzeldurchmesser (WD) der neu zugewachsenen Wurzeln in allen Beständen und allen Bodentiefen zwischen 200 und 350 μm (Abb. 21). JUNGK (2003) gibt einen WD von 50-300 μm für Feinwurzeln an, die für die Nährstoffaufnahme relevant sind. Die spezifische Wurzellänge (SWL) lag mit 50-200 m g^{-1} (Abb. 24) im Größenordnungsbereich der Werte, die für wichtige Acker- und Grünlandpflanzen angegeben werden (z. B. MONTAGU ET AL., 2001). An den Freiland-Untersuchungsflächen wurden mit 240-350 μm bzw. ca. 45-110 m g^{-1} ebenfalls Werte in einem ähnlichen Bereich gemessen (Tab. 19).

Einfluss der Bestandeszusammensetzung

Der durchschnittliche WD wurde von der Bestandeszusammensetzung beeinflusst. Für das Jahr 2002 ergab sich z. B. eine negative Korrelation zwischen der Dominanz von *H. lanatus* in einem Bestand (abgeschätzt aus dem Anteil von *H. lanatus* an der oberirdischen Biomassebildung) und dem WD ($r = -0,832$; $p < 0,001$) bzw. eine positive Korrelation zwischen dem *H. lanatus*-Anteil und der SWL ($r = 0,798$; $p < 0,001$) (Abb. 53). Diese Korrelationen sind vermutlich darauf zurückzuführen, dass das homorrhize Wurzelsystem von *H. lanatus* aufgrund des hohen Anteils an Feinwurzeln einen geringeren durchschnittlichen WD (0,2-0,3 mm) hat als das allorrhize Wurzelsystem von *P. lanceolata* (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992). Es ergaben sich auch Hinweise dafür, dass der Effekt der Jahreszeit auf den WD von der Bestandeszusammensetzung abhängig ist. So unterschieden sich z. B. die WD der von *H. lanatus* dominierten Bestände V1 und V2 im Frühling und Sommer 2002 nicht, während die WD der anderen drei Bestände, in denen auch *P. lanceolata* stark vertreten war, im Sommer höher war als im Frühling (Abb. 22 B). Da sich die Anteile der Arten in diesen drei Beständen im Sommer und Frühling kaum unterschieden, liegt die Vermutung nahe, dass *P. lanceolata* im Sommer dickere Wurzeln bildet als im Frühling.

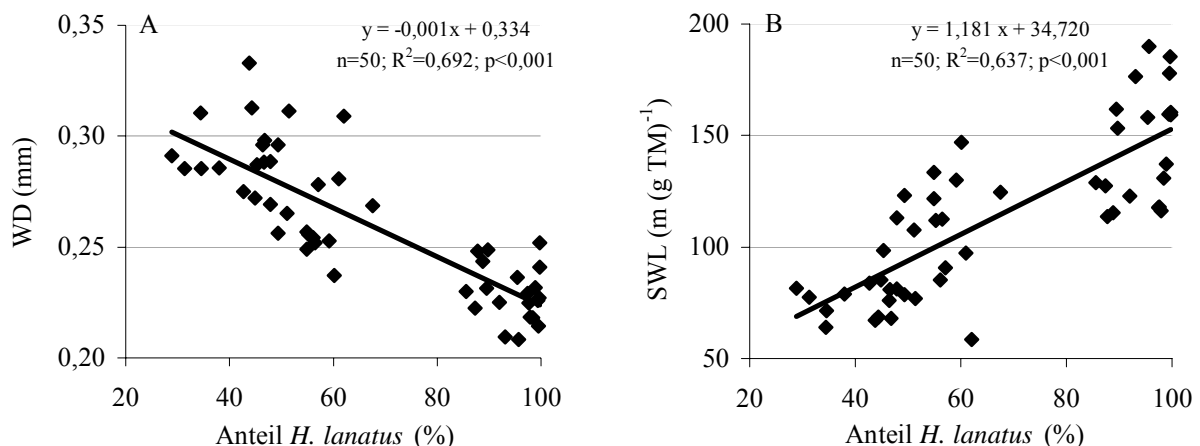


Abb. 53: Beziehung zwischen dem Anteil von *H. lanatus* an der Sprossbiomasse und dem Wurzeldurchmesser (WD) (A) sowie der spezifischen Wurzellänge (SWL) (B) im Jahr 2002; Korrelationen nach Pearson.

Im zweiten Untersuchungsjahr war der WD in den Beständen V1 und V2 wesentlich höher als 2002 (Abb. 22 A). Verursacht wurde dies vermutlich durch die Reduktion von *H. lanatus* auf 16 % bzw. 52 % und somit einem höheren Anteil an Arten mit einem weniger feinen Wurzelsystem (*A. elatius* bzw. *G. pratense*). Bei den übrigen Beständen wurden jedoch keine Unterschiede im Vergleich zu 2002 gefunden, obwohl hier der Anteil von *H. lanatus* an der Sprossbiomasse jeweils auf unter 5 % reduziert wurde. Beziehungen zwischen dem WD und

dem Sprossbiomasseanteil einer bestimmten Art bzw. dem WD und dem Anteil der funktionellen Typen Gräser oder Kräuter ließen sich 2003 nicht finden. Beispielsweise unterschieden sich die WD der Bestände V1 (zwei Gräser; 16 % *H. lanatus*, 84 % *A. elatius*), V2 (52 % *H. lanatus*, 48 % *G. pratense*) und V3 (4,4 % *H. lanatus*, 95,6 % *P. lanceolata*) nicht voneinander.

Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass bei der Beurteilung morphologischer Wurzeleigenschaften wie dem WD oder der SWL in Pflanzenbeständen aus mehreren Arten neben artspezifischen Eigenschaften zusätzlich interspezifische Wechselwirkungen eine wichtige Rolle spielen. Untersuchungen an verschiedenen Pflanzenarten temperater Grünländer in Nordamerika haben jedenfalls gezeigt, dass unterschiedliche Nachbararten zu Veränderungen morphologischer Wurzeleigenschaften einzelner Pflanzenarten führen können und dass dabei die jeweiligen Reaktionen artspezifisch ausfallen (JASTROW & MILLER, 1993).

Einfluss der Bodentiefe

Im Durchschnitt nahmen der WD mit zunehmender Bodentiefe zu (Abb. 20) und die SWL ab (Abb. 23 A). Große Unterschiede traten dabei zwischen Ober- und Unterboden auf, während die Gradienten innerhalb von Ober- und Unterboden wesentlich geringer waren. Die Hauptursache hierfür ist vermutlich die höhere Lagerungsdichte im Unterboden (ca. $1,5 \text{ g cm}^{-3}$ vs. $1,3 \text{ g cm}^{-3}$ im Oberboden). Innerhalb des Unterbodens wurden dennoch bei einigen Beständen Unterschiede gefunden, was in einer höheren Lagerungsdichte in der tieferen Unterbodenschicht von 50-70 cm (G. Kossmann, pers. Mitteilung) begründet sein könnte. Auch HOFFMANN & JUNGK (1995) fanden bei Untersuchungen an Zuckerrüben (*Beta vulgaris* var. *altissima*) eine positive Korrelation zwischen der Lagerungsdichte des Bodens und dem Wurzel-durchmesser, MONTAGU ET AL. (2001) bei Brokkoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) eine negative Korrelation zwischen SWL und Bodendichte.

Im Fall der SWL können Unterschiede in der Lagerungsdichte aber nicht der einzige Grund für den beobachteten Tiefengradienten sein, da hier darüber hinaus jahreszeitliche Effekte deutlich wurden. Im Sommer war der Gradient steiler als im Frühling; in der ersten Hälfte der Vegetationsperiode 2002 war sogar überhaupt kein Einfluss der Bodentiefe zu erkennen (Abb. 23 B und C). Eine gleichbleibende SWL bei abnehmender WLD und zunehmendem WD kann nur durch eine Abnahme der Gewebedichte erklärt werden (RYSER, 1996). Offenbar war die Gewebedichte der während der Frühlingsmonate im Unterboden gebildeten Wurzeln geringer als die Gewebedichte der im Sommer gebildeten. Jedenfalls war das Verhältnis zwischen

Frischmasse und Trockenmasse der im Unterboden gebildeten Wurzeln bei allen Beständen in beiden Untersuchungsjahren im Frühling höher als im Sommer, während bei den im Oberboden gewachsenen Wurzeln keine Unterschiede festgestellt wurden (Ergebnisse nicht dargestellt). Möglicherweise beeinflusste die geringere Bodenfeuchtigkeit der *Ingrowth-cores* im Sommer die Wurzelanatomie. BULJOVICIC (2000) beobachtete beispielsweise eine verstärkte Ausbildung der Exodermis und eine vermehrte Suberinisierung und Lignifizierung als Reaktion auf einen verringerten Bodenwassergehalt. Auch ein höherer Anteil an bereits abgestorbenem Gewebe zum Zeitpunkt der Probennahme (Mitte September gegen Ende der Vegetationsperiode) könnte eine Ursache für eine höhere Gewebedichte sein. Mikroskopische Untersuchungen der Wurzelanatomie bzw. zum Vitalitätszustand der Wurzeln (z. B. durch Anfärbung mit 2,3,4-Triphenyltetrazoliumchlorid) konnten jedoch im Rahmen dieser Arbeit nicht durchgeführt werden.

Während im Jahr 2002 bei den von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 der WD im Unterboden nicht von der Bodentiefe beeinflusst wurde, nahm er bei den drei anderen Beständen, bei denen *H. lanatus* und *P. lanceolata* jeweils ungefähr zur Hälfte zu der Bildung der Sprossbiomasse beitrugen, auch innerhalb des Unterbodens noch zu (Abb. 21 A und B). Diese Unterschiede wurden auch bei der SWL gefunden (Abb. 24). Nur bei V3, V4 und V5 nahm die SWL innerhalb des Unterbodens mit zunehmender Bodentiefe ab. Offenbar besitzt *H. lanatus* mit seinem homorrhizen Wurzelsystem und einem sehr hohen Anteil an dünnen Feinwurzeln (durchschnittlicher Feinwurzeldurchmesser 0,2-0,3 mm; KUTSCHERA & LICHTENEGGER (1992)) ein geringeres Reaktionspotenzial auf veränderte Bodeneigenschaften als *P. lanceolata* mit Wurzeldurchmessern zwischen 0,5 mm und 4,0 mm.

Im zweiten Untersuchungsjahr, als *H. lanatus* im Grasbestand V1 nur noch zu ca. 15 % an der oberirdischen Biomassebildung beitrug, traten diese Unterschiede nicht mehr auf. Die zu diesem Zeitpunkt in diesem Bestand dominierende Grasart *A. elatius* besitzt offenbar ein größeres Potenzial als *H. lanatus*, auf veränderte Bodenbedingungen zu reagieren. Die grundlegende Morphologie der Wurzelsysteme kann dabei jedenfalls keine Rolle spielen. Wie alle Süßgräser besitzen beide Grasarten ein sekundär homorrhizes Wurzelsystem mit einem hohen Feinwurzelanteil, wobei der durchschnittliche Wurzeldurchmesser bei *A. elatius* mit 0,40-0,65 mm jedoch deutlich über den Werten von *H. lanatus* liegt (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992). Keine Veränderung des WD innerhalb des Unterbodens wurde jedoch im Bestand V2 gefunden, in dem *H. lanatus* und *G. pratense* zu jeweils ca. 50 % an der Bildung der Sprossbiomasse beitrugen. Die dikotyle Pflanzenart *G. pratense* mit ihrem allorrhizen Wurzelsystem reagiert offenbar ähnlich wie das Gras *H. lanatus*. Eine Dominanz von *H. lanatus*-Wurzeln im

Unterboden scheidet als Ursache aus, da nach Applikation von ^{15}N -markierter Calciumnitratlösung in eine Bodentiefe von 60 cm beide Arten zu ca. 50 % an der Stickstoffaufnahme beteiligt waren (vgl. Kap. 3.1.3.1, Abb. 36).

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die hier untersuchten morphologischen Wurzeigenschaften (Wurzellängendichte, durchschnittlicher Wurzeldurchmesser und spezifische Wurzellänge) in erster Linie von spezifischen Effekten dominanter Arten bestimmt wurden. Ein Einfluss der Pflanzenartenvielfalt und der funktionellen Typen von Pflanzen konnte nicht nachgewiesen werden.

4.1.1.3 Beurteilung des Zusammenhangs zwischen morphologischen Wurzelparametern und dem Nährstoffaufnahmevermögen in den verschiedenen Lysimeterbeständen

Bei Wurzellängendichten von $12\text{--}35\text{ cm cm}^{-3}$, einem daraus berechneten durchschnittlichen Abstand der Wurzeln zwischen 4,1 mm und 2,4 mm und einem Radius der Verarmungszone von durchschnittlich 7,2 mm war bei den fünf verschiedenen Pflanzenbeständen während allen Untersuchungszeiträumen eine sehr gute räumliche Erschließung von Nitrat in der obersten Bodenschicht (0–10 cm) gewährleistet (Tab. 41). Bei den Berechnungen wurden nach JUNGK (2003) ein Diffusionskoeffizient von $10^{-11}\text{ m}^2\text{s}^{-1}$ für Nitrat und eine mittlere Zeitspanne von 14 Tagen zur aktiven Nährstoffaufnahme der Wurzeln zu Grunde gelegt.

Im Fall von Phosphat übersteigt jedoch bei allen Beständen schon in der obersten Bodenschicht der mittlere Abstand zwischen zwei Wurzeln den doppelten Radius der Verarmungszone ($2\ r_v \approx 2\text{ mm}$). Für die Effizienz der Aufnahme dieses wenig bodenmobilen Nährelements dürften daher weniger Unterschiede im durchschnittlichen Wurzeldurchmesser maßgeblich sein, sondern vielmehr Unterschiede in der Ausbildung von Wurzelhaaren und dem Ausmaß an VA-Mykorrhizierung der Wurzeln. LI ET AL. (1991) und JANSÁ ET AL. (2003) konnten beispielsweise noch eine Aufnahme von Phosphat durch extraradikale VA-Mykorrhizapilzhyphen bei Weißklee (*Trifolium repens*) bzw. Mais (*Zea mays*) in 10 cm bzw. 15 cm Abstand von den Wurzeln nachweisen. Bestandesunterschiede in der VA-Mykorrhizierung werden in Kap. 4.1.2 diskutiert. Wurzelhaare wurden im Rahmen der vorliegenden Arbeit nicht untersucht. Untersuchungen von GAHOONIA & NIELSEN (1998) mit ^{32}P als Tracer an Roggen (*Secale cereale*) zeigten jedoch, dass Wurzelhaare noch aus 2 mm Ent-

fernung von der Wurzelachse Phosphat aus dem Boden aufnehmen können und zu über 60 % an der gesamten P-Aufnahme der Wurzeln beitragen. Unter Berücksichtigung des Beitrages von Wurzelhaaren und VA-Mykorrhiza dürfte im Oberboden trotz der relativ großen Distanz der Wurzeln zueinander wohl doch in allen Beständen Konkurrenz um die Aufnahme von Phosphat bestanden haben. Diese war im ersten Untersuchungsjahr bei den von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 vermutlich am stärksten ausgeprägt.

Tab. 41: Einfluss von Bestandeszusammensetzung und Bodentiefe auf die durchschnittliche Distanz zwischen zwei Wurzeln (Gleichung 5), den Radius der Verarmungszone an Nitrat bzw. Phosphat im Boden (Gleichung 6) und das spezifische Bodenvolumen, das für den Antransport von Nitrat bzw. Phosphat durch Diffusion zur Wurzeloberfläche zur Verfügung steht (Gleichung 7); exemplarische Berechnungen für die Zuwachsperioden A) Frühling 2002 und B) Sommer 2003; als Diffusionskoeffizienten wurden $10^{-11} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}$ für Nitrat und $10^{-13} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}$ für Phosphat angenommen (JUNGK, 2003), als Diffusionszeit 14 Tage; dargestellt sind Mittelwerte und Standardfehler (n=15).

Bodentiefe	Bestand	Distanz (mm)	Radius Verarmungszone (mm)		Spez. Bodenvolumen (cm ³ cm ⁻²)	
			Nitrat	Phosphat	Nitrat	Phosphat
A) Frühling 2002						
0-10 cm	V1	2,4±0,1	7,2±0,0	0,9±0,0	10,8±0,3	0,16±0,00
	V2	2,6±0,1	7,2±0,0	0,9±0,0	10,38±0,3	0,16±0,00
	V3	3,9±0,2	7,2±0,0	1,0±0,0	8,4±0,3	0,14±0,00
	V4	3,3±0,1	7,2±0,0	0,9±0,0	9,7±0,2	0,15±0,00
	V5	3,4±0,2	7,2±0,0	0,9±0,0	9,4±0,3	0,15±0,00
50-70 cm	V1	6,7±0,3	7,2±0,0	1,0±0,0	8,0±0,4	0,14±0,00
	V2	7,2±0,9	7,2±0,0	1,0±0,0	8,0±0,5	0,14±0,00
	V3	7,4±0,4	7,3±0,0	1,0±0,0	6,5±0,5	0,12±0,01
	V4	8,6±0,7	7,3±0,0	1,0±0,0	6,9±0,2	0,12±0,00
	V5	7,2±0,6	7,3±0,0	1,0±0,0	7,0±0,2	0,13±0,00
B) Sommer 2003						
0-10 cm	V1	3,3±0,3	7,2±0,0	0,9±0,0	8,6±0,4	0,14±0,00
	V2	4,0±0,3	7,2±0,0	1,0±0,0	7,9±0,5	0,13±0,01
	V3	4,1±0,2	7,2±0,0	0,9±0,0	8,5±0,3	0,14±0,00
	V4	4,0±0,2	7,2±0,0	1,0±0,0	7,5±0,2	0,13±0,00
	V5	3,9±0,2	7,2±0,0	1,0±0,0	8,0±0,2	0,14±0,00
50-70 cm	V1	26,5±2,9	7,33±0,0	1,07±0,0	5,8±0,2	0,14±0,00
	V2	27,9±3,7	7,24±0,0	0,98±0,0	7,4±0,3	0,13±0,00
	V3	23,9±2,3	7,30±0,0	1,04±0,0	6,2±0,2	0,12±0,00
	V4	25,4±3,0	7,27±0,0	1,01±0,0	6,8±0,1	0,12±0,00
	V5	27,3±2,7	7,32±0,0	1,06±0,0	5,9±0,1	0,11±0,00

Mit zunehmender Bodentiefe nahm die WLD bei allen Beständen in allen Untersuchungszeiträumen ab (Abb. 17 und 18). In der tiefsten untersuchten Bodenschicht (50-70 cm) überstieg die mittlere Distanz zwischen zwei Wurzeln mit ca. 7-28 mm den doppelten Radius der Verarmungszone für Phosphat um ein Vielfaches. Der Anteil des Unterbodens an der Phosphat-ernährung der Pflanzen war deshalb bei allen Pflanzenbeständen vermutlich gering. Auch HENDRIKS ET AL. (1981) fanden bei Untersuchungen an Mais und Raps, dass hauptsächlich der Oberboden zur P-Ernährung der Pflanzen beiträgt.

Zur vollständigen räumlichen Erschließung von Nitrat waren dagegen zumindest im ersten Untersuchungsjahr in allen Beständen genügend Wurzeln im Unterboden vorhanden. Auch KAGE (1997) fand bei Untersuchungen an *Vicia faba*, dass selbst in einer Bodentiefe von 1 m der gesamte Vorrat an Nitrat von den Pflanzen erschlossen werden konnte. Im Jahr 2003 überstieg aber im Unterboden die mittlere Distanz zwischen den Wurzeln mit ca. 24-28 mm den doppelten Radius der Nitrat-Verarmungszone ($2 r_v \approx 14,5$ mm). Dabei ist jedoch zu bedenken, dass im Fall von Nitrat außer Diffusion auch Massenfluss eine Rolle beim Antransport zur Wurzeloberfläche spielt und dadurch Nitrat zusammen mit dem Bodenwasser zur Wurzel transportiert werden kann. STREBL & DUYNISVELD (1989) geben – je nach physikochemischen Bodenkenndaten – einen Anteil des Massenflusses von 15-50 % an.

Bei den Beständen V1 (*H. lanatus* und *A. elatius*) und V2 (*H. lanatus* und *G. pratense*) fand KOSSMANN (2005) einen signifikant höheren Austrag an Nitrat mit dem Sickerwasser als bei den übrigen Varianten. Da diese Unterschiede nur zu Beginn und am Ende der Vegetationsperiode festgestellt wurden, könnten Unterschiede in der zeitlichen Entwicklung der Wurzeln dabei eine Rolle spielen. Die mit Hilfe von Minirhizotronen an den Lysimeterbeständen und an den „Wurzelgefäßen“ durchgeführten Untersuchungen gaben Hinweise auf einen späteren Beginn des Wurzelwachstums – insbesondere in größeren Bodentiefen – bei *H. lanatus* und *G. pratense* im Vergleich zu den anderen untersuchten Arten (Abb. 51 und 52).

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass zur Beurteilung des Retentionsvermögens von Grünlandbeständen für bodenmobile Nährstoffe wie Nitrat artspezifische Eigenschaften wie eine unterschiedliche Morphologie des Wurzelsystems oder Unterschiede im Zeitraum des Wurzelwachstums eine große Rolle spielen. Ein Einfluss der Pflanzenartenvielfalt und der funktionellen Typen von Pflanzen konnte hier nicht nachgewiesen werden.

4.1.1.4 Morphologische Wurzelparameter der Bestandesbiomasse und Vergleich mit den *Ingrowth-cores*

Bei Vergleich der WLD in der Bestandesbiomasse zu Beginn und am Ende des Experiments fallen drei Tendenzen auf: Im Unterboden nahm die WLD bei allen Beständen innerhalb der beiden Jahre zu, im Oberboden bei den in der ersten Hälfte des Experiments von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 ab, bei den übrigen Beständen dagegen zu (Abb. 31).

Die Zunahme der WLD lässt sich mit dem Alter der Pflanzenbestände erklären. Bei der ersten Probennahme im März 2002 wurden nur Wurzeln erfasst, die in den vier Monaten zwischen Ansaat der Bestände im Juni 2001 und dem Ende der Vegetationsperiode gewachsen waren, während bei der letzten Probennahme auch ältere, noch lebende Wurzeln erfasst wurden.

Eine mögliche Ursache für die Abnahme der WLD im Oberboden bei den Beständen V1 und V2 könnte die Reduktion des Anteils von *H. lanatus* mit seiner hohen Feinwurzeldichte durch Frosttrocknis im Winter 2002/2003 sein. Da aber bei den drei anderen Beständen trotz des geringeren Anteils dieses Grases die WLD im Oberboden angestiegen ist, kann dies jedoch nicht der einzige Grund sein. Neben den bereits diskutierten interspezifischen Wechselwirkungen, die je nach Bestandeszusammensetzung zu artspezifischen Veränderungen der Wurzelmorphologie führen können, spielten hier offenbar unterschiedliche Zersetzungsraten der Wurzeln eine Rolle. KOSSMANN (2005) fand bei Wurzeln von *H. lanatus* eine höhere Zersetzungsrate als bei Wurzeln der in den Beständen V3, V4 und V5 dominierenden dikotylen Art *P. lanceolata*.

Vergleich der Bohrkern- und der *Ingrowth-core*-Methode

Der Tiefengradient war aufgrund einer höheren WLD und eines höheren Biomasseanteils in der obersten Bodenschicht (0-10 cm) und geringeren Werten im Unterboden (25-50 cm und 50-70 cm) bei der mit der Bohrkern-Methode ermittelten Bestandesbiomasse steiler als beim Wurzelzuwachs, der mit der *Ingrowth-core*-Methode bestimmt wurde (Abb. 28 und 47). Um Unterschiede in der Bestandeszusammensetzung und dem Alter der Wurzeln als Ursachen auszuschließen, wurden zum Vergleich der WLD der Wurzelzuwachs im Frühling 2002 und die Bestandesbiomasse vom März 2002 herangezogen, welche den Zuwachs zwischen Juni und September 2001 widerspiegelte.

Da die beobachteten Unterschiede bei allen Pflanzenbeständen auftraten, sind sie vermutlich methodisch begründet. LUKAC & GODBOLD (2001) betrachten Veränderungen in physikali-

schen und chemischen Bodenparametern als Hauptursache für unterschiedliche Ergebnisse aus Bohrkern- und *Ingrowth-core*-Untersuchungen. JOHNSON & MATCHETT (2001) beobachteten beispielsweise ein erhöhtes Wurzelwachstum in *Ingrowth-cores* aufgrund einer verbesserten Wasser- und Nährstoffverfügbarkeit im eingefüllten, gesiebten Substrat im Vergleich zum umgebenden Bodenkörper. In zahlreichen Arbeiten (z. B. BLAIR, 2001; BLISS ET AL., 2002; ROBINSON, 1994) wird von einem präferentiellen Wurzelwachstum in Zonen erhöhten Nährstoffgehalts berichtet. Da die Lagerungsdichte des Bodens das Wurzelwachstum beeinflusst (z. B. BARLEY, 1965; MONTAGU ET AL., 2001), könnte eine geringere Dichte des eingefüllten Substrats das Wurzelwachstum beschleunigt haben. STEINGROBE ET AL. (2000, 2001) fanden jedoch bei methodischen Untersuchungen eine Verminderung des Wurzelwachstums bei erhöhter Lagerungsdichte in den *Ingrowth-cores* im Vergleich zum Bodenkörper, aber keine Veränderungen bei einer verringerten Lagerungsdichte. Auch eine Verletzung von Wurzeln während des Setzens der *Ingrowth-cores* kann nach OLIVEIRA ET AL. (2000) zu einer Stimulierung des Wurzelwachstums führen.

Für die im Vergleich zu den Bohrkernen geringere WLD und Biomasse in der obersten untersuchten Bodenschicht (0-10 cm) bei den *Ingrowth-cores* sind zwei Ursachen denkbar. Zum einen könnte die fehlende Vegetation zu einem verminderten Wurzelwachstum in den obersten Zentimetern unterhalb der Bodenoberfläche geführt haben. Zum anderen könnte erhöhte Sonneneinstrahlung zu einer stärkeren Erwärmung und einer schnelleren Austrocknung dieser Bodenschicht geführt haben, wodurch das Wurzelwachstum negativ beeinflusst wurde. NEB-HÖVER & BEIERKUHNLEIN (unveröffentlichte Daten) fanden beispielsweise in den vegetationsfreien Kontrollplots eine bis zu 5 °C höhere Bodentemperatur in 20 cm Tiefe als in den bewachsenen Beständen.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass bei der Beurteilung von Bestandesbiomasse, Wurzelzuwachs und Wurzelumsatz und den damit verbundenen Ökosystemfunktionen wie z. B. Kohlenstoff- und Mineralstoffeintrag in den Boden methodische Unterschiede berücksichtigt werden müssen. Unter der Annahme, dass die methodischen Einflüsse sich nicht wesentlich zwischen den verschiedenen Beständen unterscheiden, eignet sich die *Ingrowth-core*-Methode jedoch optimal zum Vergleich verschiedener Behandlungen (MESSIER & PLUTTONEN, 1993).

4.1.2 VA-Mykorrhizierung

Im Rahmen dieser Experimente sollten zwei Fragestellungen beantwortet werden. Zum einen wurde untersucht, ob die Artenzusammensetzung eines Pflanzenbestandes einen Einfluss auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge hat und auf das Potenzial, neu in den Bestand eingebrachte Pflanzen mit Mykorrhizapilzen zu infizieren. Zum anderen sollte herausgefunden werden, ob ein Zusammenhang besteht zwischen der Mykorrhizierung einer bestimmten Art (*Plantago lanceolata*) und der Pflanzenartenzusammensetzung des Bestandes, in der diese Zielart wächst.

Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Mykorrhizierung

In allen Pflanzenbeständen betrug der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge im Oberboden (0-10 cm und 10-25 cm) 40-60 % (Abb. 32). Auch STADDON ET AL. (2003) fanden in temperaten Grünlandbeständen in Großbritannien Werte zwischen 20 und 60 %. Trotz Dämpfung des Bodens vor der Befüllung der Lysimeter konnte sich innerhalb von zwei Jahren eine Population von VA-Mykorrhizapilzen entwickeln.

In beiden untersuchten Bodentiefen war ein Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Mykorrhizainfektion der Wurzeln zu erkennen. Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge war bei dem Grasbestand V1 und dem Bestand V2, bei dem *H. lanatus* zum Zeitpunkt der Probennahme zu etwa 65 % an der oberirdischen Biomasse beitrug, niedriger als bei den übrigen, von *P. lanceolata* dominierten Beständen (Abb. 32). Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass nicht primär die Anzahl der in einem Bestand wachsenden Pflanzenarten die Höhe der Mykorrhizierung bestimmt, sondern artspezifische Unterschiede in der Mykorrhizierung der dominierenden Pflanzenart. Nach BRUNDRETT (2002) beeinflussen in erster Linie morphologische und anatomische Wurzeleigenschaften die Höhe der Infektion mit VA-Mykorrhizapilzen. Demnach begünstigen ein geringer Verzweigungsgrad des Wurzelsystems, ein geringer Anteil an dünnen Feinwurzeln (niedrige Wurzellängendichte) und eine hohe Lebensdauer der Feinwurzeln (d. h. ein geringer Wurzelumsatz) die Mykorrhizierung. In den hier untersuchten Beständen war der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge negativ mit der Wurzellängendichte in den *Ingrowth-cores* (Sommer 2003) korreliert (Abb. 54 A; Korrelation nach Pearson; $n=25$; $r^2=0,357$; $p=0,002$). Auch RILLIG ET AL. (2002) sowie LUTGEN ET AL. (2003) fanden bei Untersuchungen an fünf verschiedenen Grünlandpflanzen in Monokultur bzw. an temperaten Grünländern in Nordamerika jeweils negative Korrelationen zwischen der Wurzellängendichte und dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge.

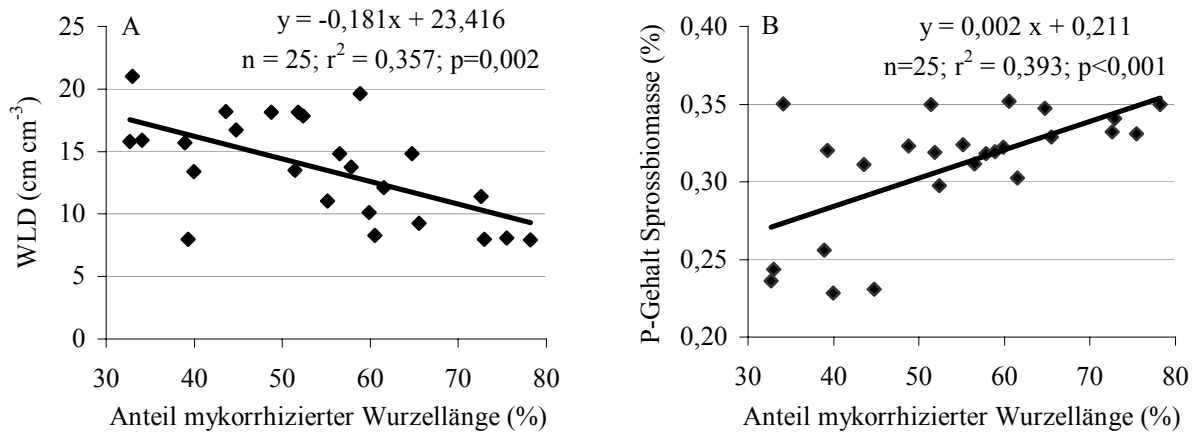


Abb. 54: Beziehung zwischen dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der Lysimeterbestände und der Wurzellängendichte (WLD) in den *Ingrowth-cores* (A) sowie dem Phosphorgehalt in der Sprossbiomasse (B); Korrelationen nach Pearson.

Da eine Symbiose im Idealfall eine Lebensgemeinschaft mit größtem gegenseitigem Nutzen für beide Partner ist, sind die Gründe für den Einfluss der Wurzelmorphologie und -anatomie sowohl auf der Seite des Pilzes als auch auf der Seite der Pflanze zu suchen. Zum einen bieten relativ langlebige Wurzeln mit einem stark ausgeprägten Rindenparenchym dem Pilz einen geeigneteren Lebensraum als dünne, sehr kurzlebige Wurzeln. Auf der Seite der Pflanze liefert das Konzept der *Mycorrhizal Dependency* oder *Mycorrhizal Responsiveness* (PLENCHETTE ET AL., 1983, modifiziert von VAN DER HEIJDEN ET AL., 1998) eine Erklärungsmöglichkeit für artspezifische Unterschiede. Die *Mycorrhizal Dependency* (MD) einer Pflanze ist ein Maß dafür, wie stark die jeweilige Pflanze von einer Symbiose mit Mykorrhizapilzen profitiert. Pflanzen mit einer negativen MD (-100 % bis 0) werden durch Anwesenheit von VAM-Pilzen negativ in ihrem Wachstum beeinflusst, während Pflanzen mit einer MD zwischen 0 % und 100 % durch die Symbiose in Nährstoffaufnahme und Wachstum gefördert werden.

Nach JAKOBSEN ET AL. (2002) wird die *Mycorrhizal Dependency* einer Pflanzenart v. a. von den morphologischen, anatomischen und physiologischen Eigenschaften der Wurzeln beeinflusst. Beispielsweise haben die meisten Süßgräser, die ein reichverzweigtes, homorrhizes Wurzelsystem mit einem sehr hohen Anteil dünner Feinwurzeln besitzen (vgl. Abb. 56, S. 134), eine geringe oder sogar negative MD, während z. B. *P. lanceolata* mit seinem weniger verzweigten, allorhizen Wurzelsystem mit einem geringeren Anteil dünner Feinwurzeln (vgl. Abb. 56 B, S. 135) eine MD von ca. 90 % besitzt (VAN DER HEIJDEN, 2002). Nach VAN DER HEIJDEN (2002) besteht eine positive Korrelation zwischen der *Mycorrhizal Dependency* und dem Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln einer Pflanzenart. Gräser können aufgrund ihres stark ausgeprägten Feinwurzelsystems auch mit einem geringen Mykorrhizierungsgrad ein

gleiches Bodenvolumen erschließen wie viele Dikotyledonen mit einem hohen Anteil mykorrhizierter Wurzeln.

Auch die Abgabe artspezifischer Wurzelexsudate in den Boden beeinflusst das Wachstum extraradikaler Hyphen, die Sporulation und den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (z. B. BEVER ET AL., 1996, DOUDS ET AL., 1996, EOM ET AL., 2000). Nach Attraktion der Pilzhypen durch diese Substanzen kommt es zur Ausbildung von Appressorien an den Wurzeln und nachfolgender Infektion von Rhizodermis und Rindenparenchym (GIOVANNETTI ET AL., 1993, 1996). Als Wurzelexsudate fungieren beispielsweise Flavonoide und Isoflavonoide (BAIS ET AL., 2004). Diese physiologischen Charakteristika, die die Mykorrhizierung einer Art beeinflussen können, wurden im Rahmen dieser Arbeit jedoch nicht untersucht.

Neben den diskutierten biotischen Faktoren haben auch zahlreiche abiotische Faktoren einen Einfluss auf die Infektion der Wurzeln mit VA-Mykorrhizapilzen. So wurden u. a. Effekte des Boden-pH-Wertes (HAYMAN & TAVARES, 1985), der Bodenfeuchtigkeit (MILLER & BEVER, 1999) und der Verfügbarkeit an mineralischen Nährelementen im Boden auf die Mykorrhizierung beschrieben. FRANSSON ET AL. (2003) fanden z. B. bei Untersuchungen an *P. lanceolata* eine negative Korrelation zwischen dem Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat im Boden und dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge. MARTIN ET AL. (1995) fanden bei Mais (*Zea mays*) und Sojabohnen (*Glycine max*) die höchsten Infektionsraten in Böden mit schlechter Stickstoff- und Phosphorversorgung. Diese physikochemischen Bodenkenndaten unterschieden sich jedoch nicht signifikant zwischen den verschiedenen Pflanzenbeständen und korrelierten nicht mit dem Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln (Tab. 42). Der pH-Wert des Oberbodens lag bei 4,9 (CaCl₂-Extrakt) bzw. 5,7-6,2 (Bodenlösung) (KOSSMANN, 2005), die durchschnittliche Bodenfeuchtigkeit bei 23 Vol.-% (KOSSMANN, 2005) und der Gehalt an pflanzenverfügbarem Phosphat zwischen 7 und 11 mg P₂O₅ (100 g)⁻¹ (Tab. 10).

Tab. 42: Korrelationsanalysen (Korrelation nach Pearson) zur Untersuchung des Einflusses verschiedener physikochemischer Bodenkenndaten auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den Lysimeterbeständen.

Korrelation	n	r	r ²	p
Mykorrhizierung vs. P _{CAL} (Boden)	25	0,089	0,008	0,673
Mykorrhizierung vs. N _{min} (Boden) [§]	23	-0,173	0,030	0,430
Mykorrhizierung vs. pH (Bodenlösung) [§]	25	0,246	0,060	0,236
Mykorrhizierung vs. Bodenfeuchtigkeit [§]	25	0,178	0,032	0,394

[§] Rohdaten N_{min}, pH (Bodenlösung) und Bodenfeuchtigkeit aus KOSSMANN (2005).

Wie bereits in der Einleitung und in Kap. 4.1.1 erwähnt, liefert die VA-Mykorrhiza einen großen Beitrag bei der Aufnahme von wenig bodenmobilen Nährstoffen wie z. B. Phosphat, Zink und Kupfer. Die Phosphorgehalte der im Sommer 2003 geernteten Sprossbiomasse waren signifikant positiv mit dem zu diesem Zeitpunkt gefundenen Anteil mykorrhizierter Wurzellänge korreliert (Abb. 54 B; Korrelation nach Pearson; $n=25$; $r^2=0,393$; $p<0,001$) (Rohdaten P-Gehalte in der Sprossbiomasse von TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten). Im Grasbestand V1 waren dabei der Phosphorgehalt der Sprossbiomasse und der Mykorrhizierungsgrad am geringsten. Wie in Kap. 4.1.1 diskutiert, war die Wurzellängendichte in keinem Pflanzenbestand hoch genug, um den gesamten Vorrat an pflanzenverfügbarem Phosphat im Boden vollständig räumlich zu erschließen. Da bei guter Versorgung von Phosphat im Boden und ausreichenden WLD zwischen Gräsern und dikotylen Kräutern keine Unterschiede im P-Gehalt zu erwarten sind (z. B. MARSCHNER, 1995), sprechen die hier beobachteten Unterschiede für einen Beitrag der Mykorrhizierung an der P-Versorgung.

Zwischen der Produktivität (Bildung an Sprossbiomasse; vgl. Tab. 27) und dem Mykorrhizierungsgrad wurde dagegen keine positive Korrelation gefunden. Zahlreiche Autoren (z. B. CAVAGNARO ET AL., 2003; CUI & CALDWELL, 1996; VAN DER HEIJDEN, 2002; VIEBROCK, 1988) fanden eine positive Korrelation zwischen Mykorrhizierungsgrad und Produktivität nur bei schlechter Nährstoffverfügbarkeit im Boden und mangelnder Versorgung der Pflanzen. Die Phosphat-Verfügbarkeit im Boden war mit 7-11 mg P_2O_5 (100 g)⁻¹ ausreichend bis gut (SCHILLING, 2000), und auch die Pflanzen waren mit 0,24-0,32 % P in der Sprosstrockenmasse optimal mit P versorgt. MARSCHNER (1995) und MUNSON (1998) geben Werte von durchschnittlich 0,2 % als ausreichend an. Die im Grasbestand V1 beobachtete höchste Produktivität trotz des geringsten Anteils mykorrhizierter Wurzellänge ist daher auf artspezifische Wachstumseigenschaften zurückzuführen.

Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Infektion von *Holcus lanatus* mit VA-Mykorrhizapilzen

Die Pflanzenartenzusammensetzung hatte einen Einfluss auf die Neuinfektion von steril angezogenen *H. lanatus*-Pflanzen (Phytometer) (Abb. 33). Die Anteile mykorrhizierter Wurzellänge der Lysimeterbestände und der Phytometer korrelierten signifikant positiv miteinander (Abb. 55) (Korrelation nach Pearson; $n=21$; $r=0,509$; $p=0,018$). Die äußerst geringe Mykorrhizierung der in den vegetationsfreien Plots gewachsenen Phytometer unterschied sich indessen nicht signifikant von der Mykorrhizierung der unter sterilen Bedingungen gewach-

senen Pflanzen, da Glomales als obligate VA-Mykorrhizapilze nicht ohne einen pflanzlichen Symbiosepartner überleben können (z. B. SMITH & READ, 1997).

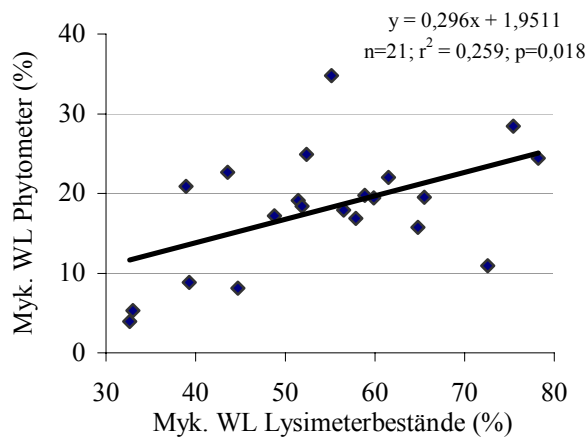


Abb. 55: Beziehung zwischen den Anteilen mykorrhizierter Wurzellänge (Myk. WL) der Lysimeterbestände und der Phytometer; Korrelation nach Pearson.

Eine Neuinfektion von Wurzeln kann durch auskeimende Sporen oder durch bereits vorhandene extraradikale Hyphen im Boden erfolgen (z. B. MARSCHNER, 1995). Zahlreiche Autoren (z. B. BRUNDRETT & ABBOTT, 1994; READ & BIRCH, 1988) haben jedoch gezeigt, dass zwischen der Anzahl an Sporen im Boden und der Infektionsrate der Wurzeln nicht notwendigerweise ein Zusammenhang bestehen muss. READ & BIRCH (1988) sehen die Länge bzw. das Wachstum der extraradikalen Hyphen im Boden als entscheidende Faktoren für eine Neuinfektion von Wurzeln. Eine mögliche Ursache für die höhere Infektionsrate in den von *P. lanceolata* dominierten Beständen V3, V4 und V5 könnte demnach eine höhere Dichte extraradikaler Hyphen sein. Auch HODGE (2003) fand bei Untersuchungen an *P. lanceolata*, dem Gras *Lolium perenne* und einer Mischkultur dieser beiden Arten eine positive Korrelation zwischen dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge und der Länge an extraradikalen Hyphen im Boden. RILLIG ET AL. (2002) sowie LUTGEN ET AL. (2003) ermittelten bei Untersuchungen an fünf verschiedenen Grünlandpflanzen in Monokultur bzw. an temperaten Grünländern in Nordamerika jeweils negative Korrelationen zwischen der Wurzellängendichte und der Länge an extraradikalen Hyphen im Boden. Die Bestimmung der Länge extraradikaler Hyphen in den Lysimeterbeständen erfolgt in Kooperation mit M. C. Rillig an der Division of Biological Sciences der University of Montana in Missoula (USA).

Ein weiterer Grund für die Beeinflussung des Infektionspotenzials durch die Pflanzenumgebung könnten Unterschiede im Artenspektrum der VA-Mykorrhizapilze sein. Im Allgemeinen wurde zwar die Wirtsspezifität der VA-Mykorrhizapilze als gering angesehen (z. B. BRUNDRETT, 1991); in neueren Untersuchungen vermehren sich jedoch Hinweise auf ein gewisses Ausmaß an Wirtsspezifität (z. B. BEVER ET AL., 1996; EOM ET AL., 2000; VAN DER

HEIJDEN ET AL., 1998). GENNEY ET AL. (2001) postulierten bei Untersuchungen an Borstgras (*Nardus stricta*) in natürlicher Umgebung sogar eine sehr hohe Wirtsspezifität. Verschiedene VA-Mykorrhizapilzarten unterscheiden sich in der Größe der Myzels im Boden, im Wachstum der extraradikalen Hyphen und in Infektionspotenzial und -rate (z. B. HART & READER, 2002; WILSON, 1984). Untersuchungen zur Diversität der Mykorrhizapilze in den verschiedenen Pflanzenbeständen mit molekularbiologischen Methoden (z. B. RENKER ET AL., 2003) könnten zur Klärung der Frage beitragen.

Auch über ein unterschiedliches Spektrum an Wurzelexsudaten (z. B. BEVER ET AL., 1996; EOM ET AL., 2000) sowie Unterschiede in Zersetzungsrate und Wurzelumsatz und somit der Beeinflussung von mikrobieller Aktivität und des Gehalts an gelöstem organischem Kohlenstoff (DOC; *Dissolved Organic Carbon*) könnte die Pflanzenumgebung das Infektionspotenzial beeinflussen (z. B. KLIRONOMOS ET AL., 1993). Unterschiede in der DOC-Konzentration der Bodenlösung der verschiedenen Lysimeterbestände wurden nicht gefunden (KOSSMANN, 2005), jedoch war die Gesamt-Kohlenstoffmenge in den Beständen V3, V4 und V5 etwas höher als in V1 und V2 (Tab. 39). In jüngster Zeit sind außerdem zahlreiche Arbeiten über die Interaktionen zwischen Pflanzenarten, VA-Mykorrhizapilzen sowie der Mikro- und Mesofauna im Boden erschienen. Eine Übersicht hierzu bieten z. B. GANGE & BROWN (2002).

Des Weiteren werden Sporenkeimung und Hyphenwachstum und somit auch die Infektion von Wurzeln durch abiotische Faktoren wie z. B. pH-Wert, Feuchtigkeit oder Nährstoffverfügbarkeit im Boden beeinflusst (z. B. FRANSSON ET AL., 2003; HAYMAN & TAVARES, 1985; MILLER & BEVER, 1999). Wie bereits oben diskutiert, gab es hinsichtlich der physikochemischen Bodenkenndaten keine Unterschiede zwischen den einzelnen Pflanzenbeständen.

Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge war bei den Phytometern mit 10-22 % deutlich geringer als bei den Bohrkernen mit Werten zwischen 40 und 65 % (Abb. 32 und 33). Eine mögliche Ursachen hierfür könnte die kurze Zeitspanne von nur sechs Wochen zwischen Einsetzen der *H. lanatus*-Pflanzen und Bestimmung der Mykorrhizainfektion sein. JOHNSON ET AL. (2001) fanden jedoch bei Weißklee (*Trifolium repens*) 10 Wochen nach Einsetzen der Röhren einen Anteil mykorrhizierter Wurzellänge von bereits 55 %. Bei Untersuchungen an *P. lanceolata* fanden HEINEMEYER & FITTER (2004) schon nach 30 Tagen – je nach Umweltbedingungen – eine Infektionsrate, die 25-75 % des Maximalwertes entsprach, der nach 50-70 d erreicht wurde. Des Weiteren ist – wie bereits oben diskutiert – die artspezifische Mykorrhizierungsrate beim Gras *H. lanatus* aufgrund seiner Wurzelmorphologie vermutlich geringer als beim dikotylen Kraut *P. lanceolata* und dem Gras *A. elatius* mit ihren nicht so fei-

nen Wurzelsystemen. Auch abiotische Umweltfaktoren könnten die Infektion der Phytometer negativ beeinflusst haben. Beispielsweise trocknete der Sand in den Plexiglasröhren schneller aus als der umgebende Boden in den Lysimeterbeständen. STADDON ET AL. (2003) fanden beispielsweise eine positive Korrelation zwischen dem Bodenwassergehalt und der Länge an extraradikalen Hyphen von VA-Mykorrhizapilzen. Des Weiteren mussten zur ausreichenden Mineralstoffversorgung die *H. lanatus*-Pflanzen jede Woche zweimal mit Nährlösung gegossen werden. Eine höhere Nährstoffverfügbarkeit kann – wie oben diskutiert – zu einer Reduktion der Mykorrhizainfektion führen.

Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die VA-Mykorrhizierung der Wurzeln und die Nährstoffgehalte im Spross von *Plantago lanceolata*

Ein Ziel der Arbeit war es, herauszufinden, ob zwischen der Pflanzenartenzusammensetzung eines Grünlandbestandes und der Mykorrhizierung von Spitzwegerichwurzeln ein Zusammenhang besteht. In allen Pflanzenbeständen wiesen die *P. lanceolata*-Wurzeln einen hohen Anteil mykorrhizierter Wurzellänge von ca. 85 % auf (Tab. 21). Die Höhe stimmt gut mit anderen Literaturquellen überein. Beispielsweise fanden auch ŠMILAUEROVÁ & ŠMILAUER (2002) bei *P. lanceolata* einen Anteil mykorrhizierter Wurzellänge von 85 %, HODGE (2003) einen Anteil von 75 %.

Für die Höhe des Mykorrhizierungsgrades spielt es offensichtlich keine Rolle, ob sich die Wurzeln von *P. lanceolata* den Bodenraum mit den Wurzeln einer weiteren Art (bei V3), drei weiteren Arten (bei V4) oder sieben weiteren Arten (bei V5) teilen müssen. In der Literatur gibt es zahlreiche, zum Teil widersprüchliche Aussagen zum Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Mykorrhizierung einer bestimmten Art. CHRISTIE ET AL. (1978) fanden zwar eine geringere Mykorrhizainfektion der Wurzeln von *P. lanceolata* in Kombination mit dem Gras *Lolium perenne* als in Monokultur, in einem natürlichen Grünlandbestand in England wurden aber keine Unterschiede zur Zwei-Arten-Kombination gefunden. Auch bei *L. perenne* war die Mykorrhizierung in Monokultur etwas höher als in Kombination mit *P. lanceolata*. JASTROW & MILLER (1993) fanden bei der Grasart *Andropogon gerardii* in Monokultur eine stärkere Mykorrhizierung als in Kombination mit den beiden dikotylen Kräutern *Coreopsis tripteris* und *Solidago altissima*. Bei den beiden Dikotyledonen machte es dagegen keinen Unterschied, ob sie in Monokultur oder zusammen mit *A. gerardii* wuchsen. Dagegen fanden NEWMAN ET AL. (1981) eine negative Korrelation zwischen dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge bei *P. lanceolata* und dem Deckungsgrad des Bestandes und nicht primär

einen Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge.

Inwieweit Nachbarpflanzen die Höhe der Mykorrhizainfektion einer bestimmten Art beeinflussen können, scheint demnach von spezifischen Eigenschaften der im Bestand vorkommenden Arten (z. B. Qualität und Quantität von Wurzelexsudaten, Nährstoffaneignungsvermögen, morphologische Wurzeleigenschaften, Blattflächenindex und somit Beschattung des Bestandes) abzuhängen. Eine allgemeine Aussage, dass beispielsweise die Anzahl der in einem Bestand wachsenden Pflanzenarten oder funktionellen Typen den Anteil mykorrhizierter Wurzellänge einer Art in eine bestimmte Richtung lenken, ist nicht möglich.

Der im Juni 2003 in den Bohrkernen ermittelte Anteil mykorrhizierter Wurzellänge im Bestand war mit ca. 60 % in den Beständen V3, V4 und V5 deutlich geringer als die im September 2003 ermittelten Mykorrhizierungsraten von *P. lanceolata* mit 85 % (Abb. 32 und Tab. 21). Eine mögliche Ursache hierfür ist die geringere *Mycorrhizal Dependency* und somit wahrscheinlich eine geringere Mykorrhizainfektion der in den Beständen mit *P. lanceolata* koexistierenden Arten (v. a. den Gräsern *H. lanatus* (V3, V4 und V5), *A. elatius* (V4 und V5), *Anthoxanthum odoratum* (V5) und *Alopecurus pratensis* (V5)). Da im Bestand V3 *H. lanatus* jedoch nur zu ca. 5 % an der oberirdischen Biomassebildung des Jahres 2003 beitrug (Abb. 41), kann dies nicht die einzige Erklärungsmöglichkeit sein. HEINEMEYER ET AL. (2003) zeigten, dass die Mykorrhizierung der Wurzeln von *H. lanatus* und *P. lanceolata* einer jahreszeitlichen Dynamik unterliegen. Auch beim Artenspektrum von Mykorrhizapilzen (BURROWS & PFLEGER, 2002) und somit eventuell der Wirtsspezifität wurde eine jahreszeitliche Dynamik gefunden. Des Weiteren beeinflusst auch das Ausmaß der in die Wurzel verlagerten Assimilate die Mykorrhizierungsrate (z. B. ALLSOPP, 1998; SON & SMITH, 1988). Bei hohen Werten für Sonneneinstrahlung und Temperatur im Sommer 2003 (Abb. 2 und 4) und somit vermutlich hoher Photosyntheserate und gleichzeitigem hohem Wurzel-Spross-Verhältnis (Tab. 28) wurde ein größerer Teil der Assimilate in die Wurzeln verlagert als im Frühling und könnte dadurch zu höheren Infektionsraten geführt haben.

Alle Lysimeterbestände waren zum Zeitpunkt der Probennahme mit einer Menge von ca. 10 mg P₂O₅ pro 100 g Boden ausreichend mit Phosphor versorgt (Tab. 10), was sich in einem guten Phosphor-Ernährungszustand von *P. lanceolata* von ca. 0,3 % TM in allen Beständen widerspiegelte (Tab. 21). MARSCHNER (1995) und MUNSON (1998) geben Werte von durchschnittlich 0,2 % als ausreichend an. Auch mit den wenig bodenmobilen Mikronährelementen Kupfer (11-13 ppm) und Zink (ca. 120 ppm) waren die Pflanzen in allen Beständen sehr gut

versorgt. MUNSON (1998) gibt Werte von 5-30 ppm (Kupfer) bzw. 30-100 ppm (Zink) als ausreichend an.

Auch die Gehalte an den anderen Makronährelemente (K, Ca, Mg) in der Sprossbiomasse von *P. lanceolata* lagen in allen Pflanzenbeständen im optimalen Bereich (MARSCHNER, 1995). Lediglich für Stickstoff wurde in allen Beständen ein relativ niedriger Gehalt von 1,3-1,4 % ermittelt, was auf einen leichten Stickstoffmangel hindeutet. MUNSON (1998) gibt einen durchschnittlichen Stickstoffgehalt von 2,5 % in der Pflanzentrockenmasse an.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die Mykorrhizierung der Wurzeln in den hier untersuchten Grünlandbeständen und das Infektionspotenzial für neu in die Bestände eingebrachte Pflanzen mit VA-Mykorrhiza nicht von der Anzahl an Pflanzenarten bzw. funktionellen Gruppen bestimmt wurde, sondern in erster Linie von spezifischen Wurzeleigenschaften der bestandsbildenden Arten. Die Untersuchungen der Mykorrhizierung von *P. lanceolata* zeigten, dass interspezifische Wechselwirkungen offenbar eine untergeordnete Rolle spielen.

4.1.3 Stickstoffaufnahmefähigkeit

4.1.3.1 Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen in Abhängigkeit von der Artenzusammensetzung

In diesem Teilexperiment sollte zum einen untersucht werden, ob die Stickstoffaufnahme eines Pflanzenbestandes von der Pflanzenartenzusammensetzung beeinflusst wird. Zum anderen sollte die Frage beantwortet werden, ob die Stickstoffaufnahme verschiedener Pflanzenarten aus unterschiedlichen Bodentiefen von der Zusammensetzung des Bestandes abhängt.

Im Folgenden werden zunächst die Ursachen für die beobachteten Unterschiede der gesamten Stickstoffaufnahme auf Bestandesebene diskutiert, um davon ausgehend das Verhalten der einzelnen Arten je nach Bestandeszusammensetzung zu erörtern.

Bei allen drei Applikationstiefen (15 cm, 40 cm und 60 cm) war ein tendenzieller Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die spezifische Stickstoffaufnahme zu verzeichnen (Abb. 35). Die höhere spezifische Stickstoffaufnahme aus 15 cm und 40 cm Bodentiefe in den von *P. lanceolata* dominierten Beständen V3, V4 und V5 im Vergleich zu den Beständen aus zwei Gräsern (V1) sowie *H. lanatus* und *G. pratense* (V2) deutet darauf hin, dass *P. lanceolata* eine größere Rolle bei der Stickstoffaufnahme spielt als *G. pratense* und die beiden Grasarten

H. lanatus und *A. elatius*. Eine mögliche Ursache könnten Unterschiede im wachstumsbedingten Stickstoffbedarf des Sprosses bei den verschiedenen Arten sein, zu dessen Beurteilung die Verhältnisse von Kohlenstoff zu Stickstoff (C/N-Verhältnisse) herangezogen werden können. Das C/N-Verhältnis ist in jüngeren Pflanzenteilen enger als in älteren Pflanzenteilen, da sie mehr Stickstoff in Form von z. B. Proteinen enthalten, um Zellteilungswachstum durchführen zu können. In den älteren Pflanzenteilen ist dagegen mehr Cellulose vorhanden und dafür weniger Proteine (MARSCHNER, 1995; OPITZ VON BOBERFELD, 1994). Die C/N-Verhältnisse in der Sprossbiomasse aller untersuchten Arten unterschieden sich allerdings nicht voneinander (siehe Tab. XXVIII im Anhang). Dabei ist auch zu beachten, dass verlässliche Aussagen zum wachstumsbedingten Bedarf des Sprosses an Stickstoff nur bei guter Stickstoffversorgung im Boden gemacht werden können (MARSCHNER, 1995). Bei dem in den Lysimeterbeständen ermittelten knappen Stickstoffangebot (Tab. 1 und 9) spielt Konkurrenz der einzelnen Arten durch unterschiedliche artspezifische Leistungsfähigkeiten der Wurzeln wahrscheinlich eine größere Rolle für die beobachteten Unterschiede.

Für diese Schlussfolgerung sprechen auch die beobachteten tendenziellen Unterschiede in der Stickstoffaufnahme aus 60 cm Bodentiefe. Hier zeigten Bestände mit den tief wurzelnden Pflanzenarten *A. elatius* und *Taraxacum officinale* (v. a. der Zwei-Gräser Bestand V1 und die Acht-Arten-Kombination V5) die größte Effektivität, während von der aus *H. lanatus* und *G. pratense* bestehenden Zwei-Arten-Kombination (V2) fast kein Stickstoff aufgenommen wurde (Abb. 35 C).

Einfluss der Bodentiefe auf die Stickstoffaufnahme

Bei allen Pflanzenbeständen war eine starke Abnahme der Stickstoffaufnahme mit zunehmender Bodentiefe zu verzeichnen (Tab. 23). Die Stickstoffaufnahme war dabei signifikant positiv mit der Wurzellängendichte in den *Ingrowth-cores* korreliert (Abb. 34). Dies deutet darauf hin, dass die Wurzeln in den verschiedenen Bodentiefen sich in ihrer Fähigkeit, Stickstoff aufzunehmen, nicht voneinander unterscheiden. Auch KRISTENSEN & THORUP-KRISTENSEN (2004) fanden bei Untersuchungen mit Italienischem Raygras (*Lolium multiflorum*), Winterroggen (*Secale cereale*) und Rettich (*Raphanus sativus*) eine Abnahme der ¹⁵N-Aufnahme mit zunehmender Bodentiefe und eine enge Korrelation zwischen Wurzellängendichte und Stickstoffaufnahme. Wie im Folgenden diskutiert wird, sind für die starke Abnahme mit zunehmender Bodentiefe verschiedene Ursachen denkbar.

Der kurze Zeitraum von nur zwei Tagen zwischen der Tracerapplikation und der Ernte der Sprossbiomasse könnte ein Grund für die sehr geringe Stickstoffaufnahme aus 60 cm Bodentiefe sein. Während im Oberboden der Massenfluss einen hohen Anteil am Antransport von Nitrat zur Wurzeloberfläche hat, überwiegt im Unterboden der Anteil der Diffusion (z. B. STREBL & DUYNISVELD, 1989). Es ist daher möglich, dass die Zeitspanne von zwei Tagen zu kurz war, um eine vollständige Diffusion von Nitrat im Boden innerhalb der Verarmungszone bis zu den Wurzeln zu gewährleisten. STEINGROBE ET AL. (2001) geben hierfür einen Zeitraum von fünf bis sieben Tagen an. Denkbar wäre auch, dass zwei Tage nicht zur vollständigen Verlagerung des aufgenommenen Stickstoffs von den Wurzeln in den Spross ausreichten. ROSSATO ET AL. (2001) fanden bei Untersuchungen an Raps (*Brassica napus*) Stunden bis Tage als Dauer zur vollständigen Translokation von Stickstoff von den Wurzeln in die Blätter. Die Translokationsrate hängt jedoch von zahlreichen Faktoren wie z. B. der Pflanzenart, der Transpirationsrate oder der Sink-Stärke des Sprosses ab (KRISTENSEN & THORUP-KRISTENSEN, 2004). Während der beiden Tage zwischen Applikation und Ernte herrschte sonniges, trockenes Wetter mit einer mittleren Lufttemperatur von 14,6 °C, einer maximalen Lufttemperatur von 23,8 °C und einer minimalen relativen Luftfeuchtigkeit von 32 % (Quelle: Abteilung für Mikrometeorologie, Universität Bayreuth). Auch der Wassergehalt im Unterboden war zum Zeitpunkt der Tracerapplikation mit 30-35 Vol.-% sehr hoch (G. Kossmann, pers. Mitteilung). Da die Experimente jedoch Anfang September, d. h. gegen Ende der Vegetationsperiode durchgeführt wurden, könnte die Translokationsrate aufgrund des geringeren wachstumsbedingten Bedarfs des Sprosses an Nährstoffen schon etwas herabgesetzt gewesen sein.

Für die starke Abnahme mit zunehmender Bodentiefe könnte auch die Trockenheit bis ungefähr eine Woche vor Beginn der Untersuchungen eine entscheidende Rolle spielen. Wegen der geringen Niederschlagsmenge im Sommer 2003 (im August nur 21 mm bei einer durchschnittlichen Lufttemperatur von 20,6 °C; Abb. 2, Kap. 2.1.2.1) war der Boden sehr stark ausgetrocknet und wurde ca. eine Woche vor der Applikation bewässert. Die Nährstoffaufnahme ist in trockenen Böden aufgrund einer verringerten Mineralisierungsrate (BLOEHM ET AL., 1992), einer verringerten Nährstoffverfügbarkeit (SEIFFERT ET AL., 1995) und eines verringerten Boden-Wurzel-Kontakts (NORTH & NOBEL, 1997) reduziert. Aber auch die Wurzelanatomie kann durch Bodentrockenheit verändert werden. In trockenem Boden kommt es zur vermehrten Einlagerung von hydrophoben Substanzen in die Zellwände (z. B. Suberinisierung der Exodermis), wodurch der apoplastische Wasser- und Stofftransport erschwert wird (BULOJCIC, 2000). Im Extremfall führt Trockenheit zum Absterben von Rhizodermis und Teilen

des Rindenparenchyms und somit zu einer starken Reduktion der Mineralstoffaufnahme (z. B. STASOVSKI & PETERSON, 1993). Auch ein höheres Alter der tiefer reichenden Wurzeln aufgrund einer trockenheitsbedingten verringerten Wurzelneubildung könnte ein Grund für die beobachtete geringe Stickstoffaufnahme sein. Nach COMAS ET AL. (2000) nehmen Wurzeln im Stadium der Seneszenz kein Wasser und keine Nährstoffe mehr auf. Untersuchungen des Vitalitätszustandes durch Anfärbung mit TTC (2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid) und der Wurzelanatomie könnten hier zur Klärung beitragen. Wie aber bereits oben diskutiert, spricht die enge Korrelation zwischen WLD und Nitrataufnahme nicht für eine verringerte Aktivität der Wurzeln im Unterboden.

Der Zeitraum nach der Bewässerung war eventuell zu kurz zur Ausbildung einer ausreichenden Menge neuer aktiver Feinwurzeln. BULJOVIC & ENGELS (2001) registrierten allerdings schon einen Tag nach dem Bewässern ein wieder beginnendes Wurzelwachstum sowie eine Wiederherstellung der Nitrataufnahme in alten und jungen Wurzelsegmenten nach zwei Tagen. Auch BRADY ET AL. (1995) verzeichneten schon zwei Tage nach der Bewässerung einen signifikanten Anstieg der Stickstoffaufnahme, bedingt durch die Bildung neuer Seitenwurzeln. Nach weiteren zwei Tagen hatten sich noch mehr Seitenwurzeln gebildet, und somit wurde die Stickstoffaufnahme nochmals erhöht.

Auch die Architektur des Wurzelsystems beeinflusst die Stickstoffaufnahme aus verschiedenen Bodentiefen. In größeren Bodentiefen sind ebenfalls Wurzeln von Pflanzen vorhanden, deren Spross weiter von der Applikationsstelle entfernt ist und deren Stickstoffaufnahme in diesem Experiment daher nicht erfasst wurde. Gegen diese Argumentation spricht jedoch, dass in den Kontrollpflanzen, die aus der Mitte der Lysimeterplots zwei Tage nach der Tracerapplikation geerntet wurden, keine ^{15}N -Anreicherung gemessen wurde (Tab. XXIX im Anhang). Eine Erhöhung der Anzahl von Applikationsstellen oder eine Vergrößerung der „Ernteradien“ um jede Applikationsstelle könnte zur Klärung der Frage beitragen, in welcher Entfernung von der Applikationsstelle noch schwerer Stickstoff im Spross nachgewiesen werden kann.

Beitrag der einzelnen Arten zur Stickstoffaufnahme

Zwischen den einzelnen Pflanzenarten herrscht im Boden Konkurrenz bezüglich der Nährstoffaufnahme. Diese interspezifische Konkurrenz kann durch physiologische und morphologische Wurzeleigenschaften beeinflusst werden. Auf physiologischer Ebene sei z. B. die Allelopathie genannt, d. h. die gegenseitige Beeinflussung von koexistierenden Arten durch Ab-

gabe von chemischen Substanzen über die Wurzeln in den Boden. Im Rahmen der vorliegenden Arbeit konnten allelopathische Effekte nicht untersucht werden.

Pflanzenarten unterscheiden sich in morphologischen Wurzeleigenschaften, wie zum Beispiel in der Wurzellängendichte, dem Wurzeldurchmesser und der Architektur des Wurzelsystems (CRAINE ET AL., 2002; FITTER ET AL., 1991; LEVANG-BRIZ & BIODINI, 2002). Die jeweiligen Wurzelarchitekturen von in einem Bestand koexistierenden Arten bestimmen, ob sich alle Arten Nährstoffquellen in einer bestimmten Tiefe im Boden teilen müssen oder ob eine Art bestimmte Refugien für sich alleine nutzen kann (Prinzip der Nischendifferenzierung; nach TILMAN (1982) und BERENDSE (1982)). Als Anhaltspunkt sind in Abb. 56 und 57 Zeichnungen der Wurzelsysteme der in den Lysimeterbeständen etablierten Pflanzenarten dargestellt (nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992). Es ist jedoch zu beachten, dass der Bau eines Wurzelsystems u. a. durch abiotische Faktoren wie physikalische und chemische Bodeneigenschaften (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 1992) und biotische Faktoren wie z. B. interspezifische Wechselwirkungen (JASTROW & MILLER, 1993) beeinflusst wird.

P. lanceolata besitzt ein bis 90 cm tief reichendes Wurzelsystem mit einer hohen Wurzellängendichte im Oberbodenbereich und mit tiefreichenden Pfahlwurzeln im Unterbodenbereich (Abb. 57 B). In allen Tiefen und in allen Plots war eine hohe Konkurrenzkraft von *P. lanceolata* zu erkennen (Abb. 36 D). Lediglich in der Acht-Arten-Kombination machte sich in 60 cm Tiefe eine starke Konkurrenz der ebenfalls tief wurzelnden Arten *T. officinale* und *A. elatius* bemerkbar.

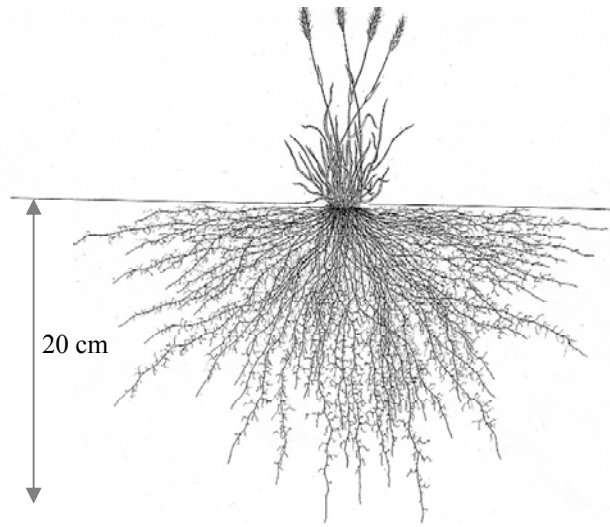
T. officinale besitzt als ausgesprochener Pfahlwurzler in allen Bodentiefen eine relativ hohe Konkurrenzkraft (Abb. 36 E). In natürlich gewachsenen Grünlandbeständen reichen seine Wurzeln bis in maximal 240 cm Tiefe (Abb. 57 C). In den Lysimeterbeständen ist das Tiefenwachstum jedoch auf 100 cm beschränkt.

Die Architektur des Wurzelsystems ist offenbar auch für das Konkurrenzverhalten *H. lanatus* und *G. pratense* verantwortlich (Abb. 36 A und C). Beide Arten besitzen in natürlich gewachsenen Grünländern ein nicht sehr tiefreichendes Wurzelsystem mit einer hohen Feinwurzellichte im Oberboden, die aber mit zunehmender Tiefe schnell abnimmt (Abb. 56 D und 57 A). In Kombination mit tief wurzelnden Pflanzenarten (*A. elatius*, *P. lanceolata* und *T. officinale*) war die Konkurrenzkraft beider Arten in 60 cm Bodentiefe äußerst gering. Lediglich in der nur aus *H. lanatus* und *G. pratense* bestehenden Variante V2 zeigen beide Pflanzenarten eine ähnliche Konkurrenzkraft.

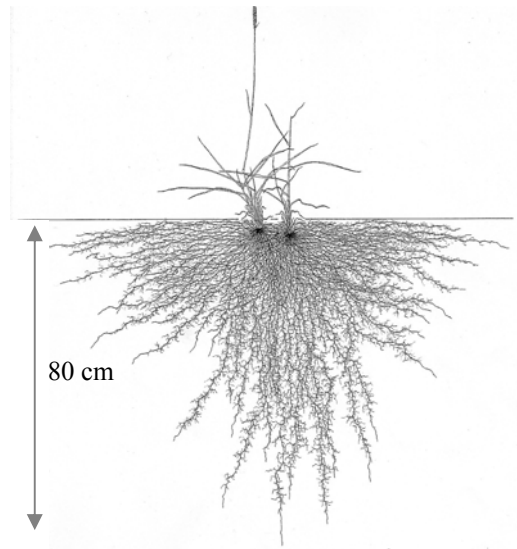
Die äußerst geringe Konkurrenzkraft von *Ranunculus acris* (Abb. 36 F) lässt sich nicht nur durch sein schwach ausgeprägtes Wurzelsystem (Abb. 57 D) erklären. Vermutlich spielt auch die Phänologie dieser Art mit ihrem Wachstumsschwerpunkt im Frühling und Frühsommer eine Rolle. Die u. a. über den Mineralstoffbedarf des Sprosses regulierte Stickstoffaufnahme dürfte hier zum Zeitpunkt der Probennahme (gegen Ende der Vegetationsperiode) gering gewesen sein. Eine weitere Erklärungsmöglichkeit des unterschiedlichen Anteils der verschiedenen Arten an der Stickstoffaufnahme ist eine artspezifische Reaktion von Pflanzenwurzeln auf punktuelle Nährstoffapplikationen (z. B. BLAIR, 2001; BLISS ET AL., 2002). Auf Nährstoffgaben an eine bestimmte Stelle reagieren Pflanzenwurzeln langfristig mit einer Erhöhung der Wachstumsrate (ROBINSON, 1994), des Wurzelumsatzes (PREGITZER ET AL., 1995) sowie einer Änderung in der Wurzelarchitektur (FITTER ET AL., 1991) und kurzfristig mit einer Erhöhung der Nährstoff-Aufnahmeraten (ROBINSON, 1994). Insbesondere in Experimenten mit kurz angelegten Zeiträumen und in Beständen mit einem geringen Gehalt an mineralischem Stickstoff im Boden – was bei den Lysimeterplots der Fall war (vgl. Tab. 9 in Kap. 2.2.3.1) – spielt diese physiologische Plastizität der Wurzeln eine Rolle (GRIME ET AL., 1986).

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die gesamte Stickstoffaufnahme eines Pflanzenbestandes von der Pflanzenartenzusammensetzung beeinflusst wurde. Die Anzahl der im Bestand wachsenden Pflanzenarten spielte dabei keine Rolle, sondern unterschiedliche artspezifische Leistungsfähigkeiten der Wurzeln. Auch die Stickstoffaufnahme einer bestimmten Pflanzenart aus verschiedenen Bodentiefen wurde von der Zusammensetzung des Bestandes beeinflusst. Dabei waren interspezifische Wechselwirkungen durch unterschiedliche Tiefenverteilung der Wurzeln von entscheidender Bedeutung. Die in Tab. 2 (Kap. 2.1.2.2) dargestellte Einteilung der in den Lysimeterbeständen etablierten Pflanzenarten in die funktionellen Typen „niedrige Gräser“, „hohe Gräser“, „stängelbeblätterte Krautige“ und „Rosettenpflanzen“ erfolgte ausschließlich nach dem Habitus des Sprosses. Eine solche Einteilung kann bei Fragestellungen wie z. B. der Konkurrenz um Licht sinnvoll sein. Zur Beurteilung der Konkurrenzkraft bezüglich der Erschließung von Nährstoffquellen im Boden scheint eine Einteilung der funktionellen Typen auf der Basis von morphologischen Wurzeleigenschaften (z. B. nach räumlicher Verteilung oder nach dem Anteil von Feinwurzeln) besser geeignet zu sein.

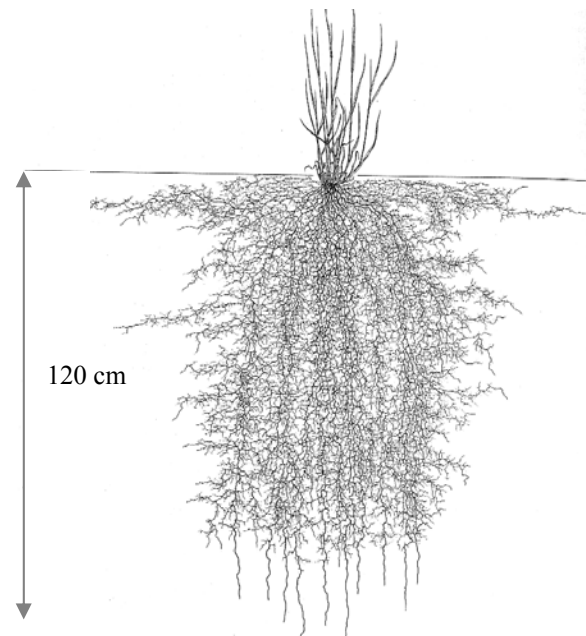
A

*Anthoxanthum odoratum*

B

*Alopecurus pratensis*

C

*Arrhenatherum elatius*

D

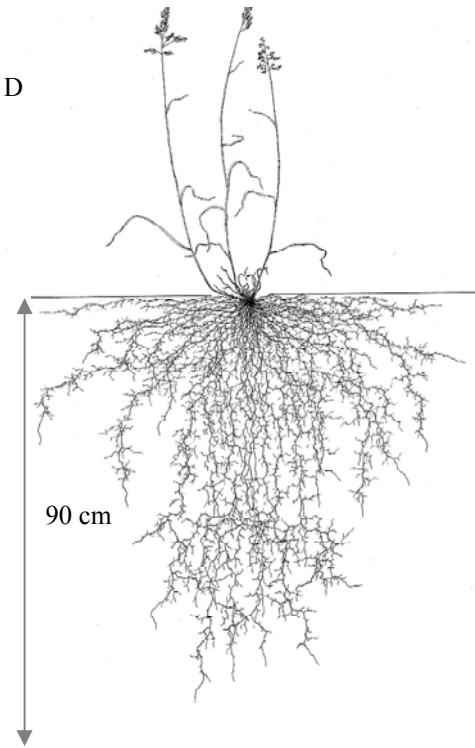
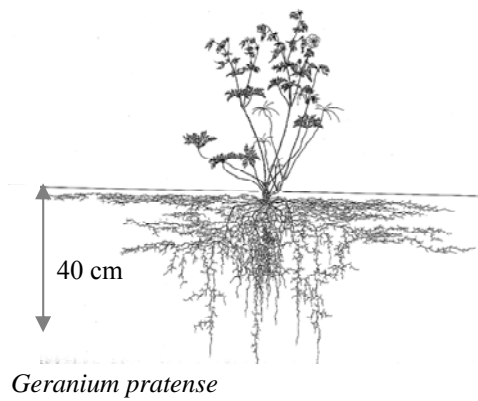
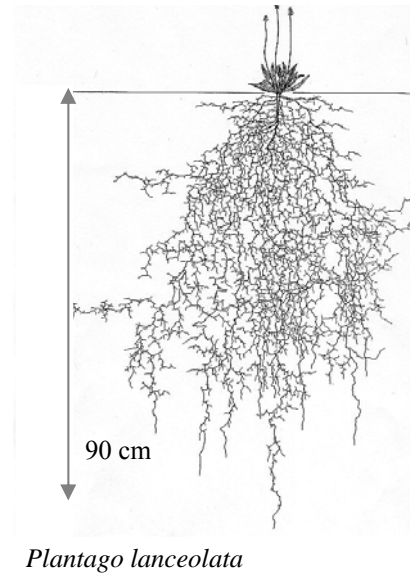
*Holcus lanatus*

Abb. 56: Wurzelsysteme von *Anthoxanthum odoratum* (A), *Alopecurus pratensis* (B), *Arrhenatherum elatius* (C) und *Holcus lanatus* (D) (nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER (1992), leicht verändert).

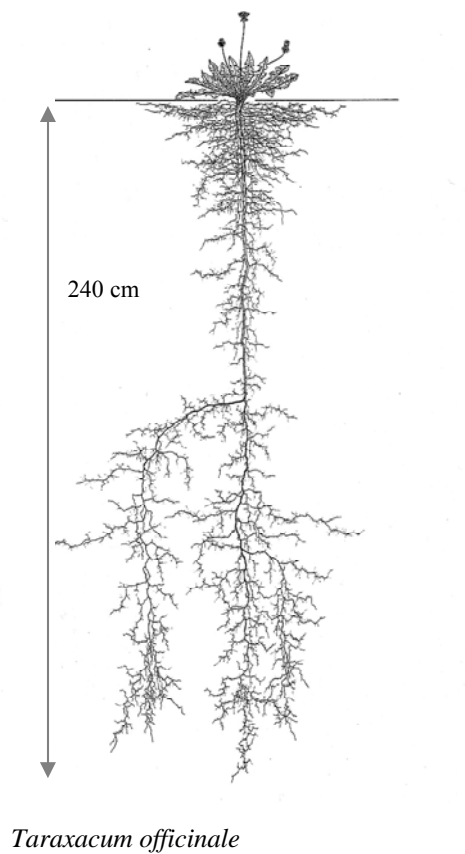
A



B



C



D

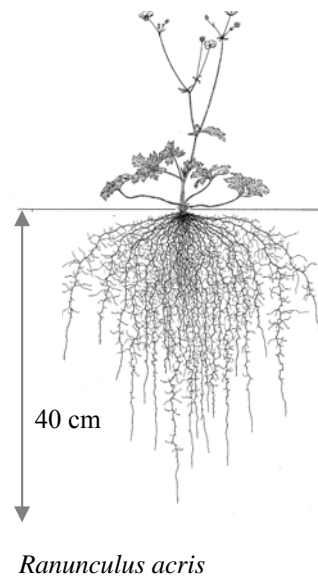


Abb. 57: Wurzelsysteme von *Geranium pratense* (A), *Plantago lanceolata* (B), *Taraxacum officinale* (C) und *Ranunculus acris* (D) (nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER (1992), leicht verändert).

4.1.3.2 Untersuchung der Stickstoffaufnahmekapazität zu kritischen Zeitpunkten

Die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln wurde in Anlehnung an BULOVCIC & ENGELS (2001) zu verschiedenen Zeitpunkten untersucht. Ziel war es, herauszufinden, ob die Stickstoffaufnahmekapazität eines Pflanzenbestandes von der Artenzusammensetzung, der Behandlung (z. B. Schnittnutzung der oberirdischen Biomasse) und der Jahreszeit (Beginn und Ende der Vegetationsperiode, Vegetationspause im Winter) beeinflusst wird. Es konnte nur eine Aussage über die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln auf Bestandesebene gemacht werden, da die Wurzeln morphologisch nicht nach den entsprechenden Pflanzenarten getrennt wurden.

Der Vergleich der Stickstoffaufnahme nach unterschiedlicher Behandlung vor der Inkubation (Hitzenaturierung bzw. Kälteinaktivierung) und nach der Inkubation (Variation der Anzahl an Waschschritten) deutet darauf hin, dass die gemessene Anreicherung von Stickstoff in den Wurzeln tatsächlich auf Membrantransport in den Symplasten der Wurzelzellen und nicht etwa auf Adsorption im Apoplasten zurückzuführen ist (Tab. 14 und 15). Die Anreicherung von ^{15}N in der Wurzelbiomasse lag bei den hitzenaturierten bzw. kälteinaktivierten Wurzeln signifikant unter den bei 25 °C in Tracerlösung inkubierten Wurzeln (Tab. 16). Bei den kälteinaktivierten Wurzeln arbeiteten die Nitrataufnahmesysteme mit stark verminderter Geschwindigkeit, während nach Hitzebehandlung alle Carrier denaturiert waren und keinen Stickstoff mehr aufnehmen konnten. Bei ausschließlicher Adsorption des Nitrats im apoplastischen Raum während der Inkubation müsste die ^{15}N -Anreicherung mit zunehmender Anzahl von Waschschritten in ^{15}N -freier Calciumnitratlösung nach der Inkubation abnehmen. Es konnte jedoch kein Zusammenhang zwischen der Anzahl von Waschschritten und der ^{15}N -Anreicherung festgestellt werden (Tab. 15).

Zu allen Zeitpunkten, auch am Ende der Vegetationsperiode und nach einer Frostperiode im Winter, nahmen die in der Tracerlösung inkubierten Wurzeln Stickstoff auf (Abb. 38 und 39). Offenbar wurde die Expression der Gene für die Nitrataufnahmesysteme auch während der Vegetationspause im Winter durch Inkubation in Nitratlösung induziert. Untersuchungen von FILLEUR & DANIEL-VEDELE (1999) an *Arabidopsis thaliana* sowie KRAPP ET AL. (1998) an *Nicotiana plumbaginifolia* haben jedenfalls gezeigt, dass schon nach 15minütiger Inkubation in 50 µM bzw. 10 mM KNO_3 -Lösung die Expression des *Nrt2Np*-Gens, das für eine Komponente des hochaffinen Transportsystems (HATS; *High Affinity Transport System*) codiert, ansteigt; nach dieser Zeit wurde auch eine deutliche Erhöhung des Stickstoffgehalts in den Wurzeln gefunden. In der vorliegenden Arbeit wurden die Wurzeln für 30 min in 0,5 mM

$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ -Lösung (~ 1 mM Nitrat) inkubiert, eine Zeitdauer, die zur Synthese der Aufnahmesysteme ausreichend war. Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass erstens selbst im Winter die Funktionsfähigkeit der Wurzeln erhalten bleibt und bei Bedarf während wärmerer Perioden im Winter eine Stickstoffaufnahme stattfinden kann. Zweitens kann die Stickstoffaufnahme bei beginnendem Sprosswachstum im Frühling sofort beginnen und nicht erst nach Neubildung von Wurzeln.

Im Winter wurden sogar in allen Pflanzenbeständen tendenziell höhere Aufnahmeraten als zu den übrigen Zeitpunkten gefunden. Eine Erklärung dafür könnte eine Verarmung an Kohlenhydraten in den Wurzeln im Zeitraum zwischen der Entnahme der Bohrkerne und dem Beginn der Inkubation sein. Nach der Bohrkernentnahme konnten aufgrund des fehlenden Sprosses keine Assimilate in die Wurzeln nachgeliefert werden. Stoffwechselprozesse laufen nach der van't Hoff'schen Regel bei hohen Temperaturen schneller ab als bei niedrigen. Im September 2003 fand die Bohrkernentnahme bei einer Bodentemperatur von ca. 15 °C (Tab. 13) statt und somit liefen Stoffwechselprozesse, die zu einer Verarmung an Kohlenhydraten führen könnten, schneller ab als im Winter (Bodentemperatur 4,5 °C). Die Folge davon war, dass im Winter zu Beginn der Inkubation mehr Kohlenhydrate als Energielieferant für die aktiven Aufnahmeprozesse zur Verfügung standen als im September. Darüber hinaus ist der Gehalt an Kohlenhydraten in Wurzeln in den Wintermonaten im Vergleich zum Sommer generell etwas höher (ENGELS, 1994). Deshalb müsste direkt nach der Entnahme der Bohrkerne und direkt vor der Inkubation in der Tracerlösung der Gehalt an Kohlenhydraten in den Wurzeln bestimmt werden, um abschätzen zu können, wie viel Kohlenhydrate während dieses Zeitraumes veratmet wurden. Außerdem könnten Untersuchungen der Energieladung der Wurzeln weitere Aufschlüsse geben. Eine andere Ursache für die höheren Stickstoffaufnahmeraten im Winter könnte eine stärkere Induktion der Aufnahmesysteme durch Nitrat aufgrund des schlechteren N-Versorgungszustandes der Pflanzen sein. KRAPP ET AL. (1998) haben jedenfalls gefunden, dass die Induktion von $\text{Nrt}2\text{Np}$ durch Nitrat stärker war, wenn die Pflanzen unter Stickstoffmangelbedingungen angezogen wurden.

Neben den genannten Erklärungsmöglichkeiten für die gemessene Stickstoffaufnahmekapazität im Winter darf nicht vergessen werden, dass die Wurzeln zu den verschiedenen Zeitpunkten nicht exakt das gleiche Alter besaßen und sich somit geringfügig in der Anatomie unterschieden. Beispielsweise könnte die Anzahl von Wurzelhaaren und somit die Aufnahmefläche oder der Grad der Einlagerung hydrophober Substanzen in die Zellwände die Ionenaufnahme beeinflussen (BULJOVICIC, 2000). Untersuchungen der Wurzelanatomie zu den verschiedenen Zeitpunkten könnten diese Frage klären.

Die tendenziell geringeren Stickstoffaufnahme­raten zu Beginn der Vegetationsperiode könnten mit einem höheren Anteil toter Wurzeln direkt zu Beginn der Vegetationsperiode erklärt werden. SPEIDEL & WEIß (1974) fanden bei Untersuchungen in temperaten Grün­ländern, dass von Anfang Dezember noch lebenden Wurzeln im kommenden April 20-35 % abgestorben waren. In diesen Untersuchungen begann die Neubildung von Wurzeln erst einige Wochen nach Beginn der Vegetationsperiode. Der hohe Anteil an Feinwurzeln und eine daraus resul­tierende kürzere Lebensdauer der Wurzeln (ANDERSON ET AL., 2003; WELLS & EISSENSTAT, 2001; WELLS ET AL., 2002) könnte darüber hinaus eine mögliche Ursache für die zu diesem Zeitpunkt im Vergleich zu den anderen Beständen geringere Stickstoffaufnahme­rate im Gras­bestand V1 sein.

Zu allen untersuchten Zeitpunkten – außer zum Beginn der Vegetationsperiode – war die Stickstoffaufnahme­rate der Wurzeln beim Grasbestand V1 (*A. elatius* und *H. lanatus*; Domi­nanz von *A. elatius*) etwas höher als bei den übrigen Pflanzenbeständen (Abb. 39). Im Be­stand aus *P. lanceolata* und *H. lanatus* (V3), der jedoch während der Dauer des Experiments von *P. lanceolata* dominiert wurde, war die Aufnahme­rate tendenziell am niedrigsten. Eine Ursache hierfür könnte die von zahlreichen Autoren beschriebene Beobachtung sein, dass Pflanzenarten, die typischerweise nährstoffreiche Habitate besiedeln (wie z. B. *A. elatius*), unter optimalen Aufnahmebedingungen eine höhere Stickstoff-Aufnahme­rate aufweisen als Arten nährstoffarmer Habitate (einen Überblick hierzu geben z. B. HUTCHINGS & DE KROON, 1994). Die Ergebnisse sind als Hinweis zu deuten, dass die Stickstoffaufnahme­kapazität eines Pflanzenbestandes nicht in erster Linie von der Anzahl an Arten bzw. funktionellen Typen von Pflanzen beeinflusst wird, sondern von spezifischen Eigenschaften der im Bestand vor­kommenden Arten.

Mit Hilfe dieses Experiments sollte außerdem untersucht werden, ob die Stickstoffaufnahme­kapazität der Wurzeln durch den Schnitt der oberirdischen Biomasse beeinflusst wird. Zahl­reiche Autoren (z. B. MACKIE-DAWSON, 1999) fanden nach Entfernung der Sprossbiomasse eine Verringerung der Stickstoffaufnahme­rate. Fehlende sprossbürtige Signale (z. B. COOPER & CLARKSON, 1989; MARSCHNER ET AL., 1997) führen zu einer verminderten Transkriptions­rate der Gene, die für die Aufnahmesysteme codieren, und aufgrund der hohen Umsatzrate der Transportproteine (MATT ET AL. (2001) geben Werte von einigen Stunden an) zu einer schnel­len Reduktion der Aufnahme­rate. In der vorliegenden Arbeit konnte jedoch bei keinem Pflan­zenbestand eine Abnahme der Stickstoffaufnahme­rate zwei Tage nach dem Schnitt der Sprossbiomasse gefunden werden. Im Grasbestand (V1) war die Aufnahme­rate sogar tenden­ziell etwas höher als vor dem Schnitt. Dies könnte damit zusammenhängen, dass nur im Gras­

bestand zwei Tage nach dem Schnitt bereits wieder ein Wachstum der Sprosse zu verzeichnen war. Bei Studien an intakten *Lolium perenne*-Pflanzen fand MACKIE-DAWSON (1999) jedoch erst 14 Tage nach dem Schnitt einen Wiederanstieg der Nitrataufnahmeraten. Wahrscheinlicher ist daher, dass die Aufnahmesysteme, wie oben diskutiert, während der Inkubation in der Nitratlösung induziert wurden.

Die in der vorliegenden Arbeit ermittelten Stickstoffaufnahmeraten ($0,14\text{--}0,40 \mu\text{mol N pro g Wurzelfrischmasse und Stunde}$) waren niedriger als die von BULJOVCIC & ENGELS (2001) gemessenen Werte von $1,20\text{--}1,50 \mu\text{mol N (g} \times \text{h)}^{-1}$. Eine Ursache dafür könnte die Modifizierung der Untersuchungsmethode sein. In der vorliegenden Arbeit wurden die Bohrkern e inkubiert, während bei BULJOVCIC & ENGELS (2001) nur ausgewaschene Wurzeln inkubiert wurden. Dies erhöhte den Diffusionswiderstand und könnte somit die Aufnahmeraten beeinflusst haben. Des Weiteren wurde bei BULJOVCIC & ENGELS (2001) die Inkubationslösung zusätzlich belüftet, wodurch mehr Sauerstoff für die energieverbrauchenden Aufnahmeprozesse zur Verfügung stand.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass das Potenzial von Wurzeln, Nitrat aufzunehmen, von der Zusammensetzung eines Pflanzenbestandes beeinflusst wurde. Dabei spielt aber nicht in erster Linie die Anzahl an Arten bzw. funktionellen Typen von Pflanzen eine Rolle, sondern die spezifischen Eigenschaften der im Bestand vorkommenden Arten. Behandlung und Jahreszeit haben dagegen keinen Einfluss auf die Nitrataufnahmekapazität. Selbst während der Wachstumspause im Winter blieb das Potenzial zur Nitrataufnahme erhalten. Als Folge des *Global Change* werden in Mitteleuropa insgesamt mildere Winter mit häufigeren längeren frostfreien Perioden erwartet (z. B. PARRY, 2000). Dies könnte zu einem verstärkten Wachstum von z. B. Wintergetreide während dieser Perioden und damit auch zu höheren Ertragseinbußen durch nachfolgende Frostperioden oder Spätfröste führen.

4.2 Festlegung von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse sowie Zirkulation von Kohlenstoff und von mineralischen Nährelementen

4.2.1 Biomassebildung, Bestandesbiomasse und Akkumulation von Nährstoffen in der Wurzelbiomasse

Mit der Untersuchung der Biomassebildung sollte die Hypothese überprüft werden, dass die Pflanzenartenzusammensetzung eines Grünlandbestandes einen Einfluss auf die pflanzliche Produktivität hat.

Die durchschnittliche pflanzliche Biomassebildung in den Lysimeterbeständen lag mit ca. 1,4-2,1 kg m⁻² a⁻¹ (Spross: ca. 0,5-1,0 kg m⁻² a⁻¹; Wurzeln: 0,8-1,1 kg m⁻² a⁻¹ (Tab. 27) in der Größenordnung der in der Literatur angegebenen Werte. OPITZ VON BOBERFELD (1994) gibt Ertragsraten von 0,5-1,2 kg m⁻² a⁻¹ für zweischürige Mähwiesen in Deutschland an. SCHERER-LORENZEN (1999) ermittelte an den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof eine Produktivität von 0,4-1,2 kg m⁻² a⁻¹. PUCHETA ET AL. (2004) ermittelten eine unterirdische Netto-primärproduktion von ca. 0,7-1,2 kg m⁻² a⁻¹ in temperaten argentinischen Grünländern, SIMS & SINGH (1978) von ca. 0,15-0,64 kg m⁻² a⁻¹ in der nordamerikanischen Prärie. Die Wurzel-Bestandesbiomasse betrug im Juni 2004 0,7-1,1 kg m⁻² (Abb. 45), die Sprossbiomasse ca. 0,2-0,5 kg m⁻² (WEIGELT & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten). JACKSON ET AL. (1997) errechneten als Durchschnittswert für temperate Grünländer eine unterirdische Bestandesbiomasse von 1,4 kg m⁻² und ein Wurzel-Spross-Verhältnis von 3,7. CALDWELL & RICHARDS (1986) geben einen hohen Anteil der unterirdisch gebildeten pflanzlichen Biomasse von über 80 % für Grünländer an.

Im ersten Untersuchungsjahr hatte die Pflanzenartenzusammensetzung keinen Einfluss auf die Biomassebildung von Spross und Wurzeln (Tab. 27), Bestandesunterschiede traten aber bei Betrachtung der Zuwachsperioden auf. Bei den von *H. lanatus* und *P. lanceolata* dominierten Beständen V3, V4 und V5 war der Zuwachs an Sprossbiomasse im Sommer signifikant niedriger als im Frühling, der Zuwachs an Wurzelbiomasse dagegen tendenziell erhöht (Abb. 40). Bei den stark von *H. lanatus* dominierten Beständen V1 und V2 traten diese Unterschiede dagegen nicht auf. Dies deutet darauf hin, dass die Grasart *H. lanatus* die gesamte Vegetationsperiode über relativ ausgeglichen in die Bildung von Spross- und Wurzelbiomasse investiert, während das dikotyle Kraut *P. lanceolata* in der ersten Hälfte der Vegetationsperiode vermehrt in Sprosswachstum und in der zweiten Hälfte etwas mehr in Wurzelwachstum in-

vestiert. Eine Trennung der Wurzeln nach Pflanzenarten wurde in der vorliegenden Arbeit nicht vorgenommen, jedoch spricht auch der Anstieg des durchschnittlichen Wurzeldurchmessers zwischen Frühling und Sommer in den Mischbeständen V3-V5 im Oberboden (Abb. 22) für einen stärkeren Anteil von *P. lanceolata* an der Wurzelbiomasse im Sommer.

Im Jahr 2003 war die Biomassebildung – mit Ausnahme des Grasbestandes V1 – in allen Varianten gegenüber 2002 deutlich erniedrigt (Tab. 27). V1 zeigte daher 2003 eine höhere Produktivität als die anderen Bestände. Signifikant waren die Unterschiede aber nur im Fall der Sprossbiomasse. Offenbar konnte nur das Gras *A. elatius* im Bestand V1 die Reduktion von *H. lanatus* durch vermehrte Biomassebildung vollständig kompensieren. Nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER (1992) ist *A. elatius* eine Lichtart mit einer starken Ausbildung von Bestockungstrieben am Grund der Halme. Außerdem ist das Wurzelsystem dieser typischen Art nährstoffreicher Wiesen durch eine hohe morphologische Plastizität gekennzeichnet (z. B. HUTCHINGS & DE KROON, 1994) und kann sich bei fehlender Konkurrenz daher schnell durch Bildung neuer sprossbürtiger Wurzeln in oberen, nährstoffreichen Bodenschichten ausbreiten. Der Frühlingszuwachs durch den so genannten Schosseffekt ist bei *A. elatius* als typischem Obergras besonders massebringend (OPITZ VON BOBERFELD, 1994). Bei Untergräsern (z. B. *H. lanatus* in V2 oder *A. odoratum* in V5) und den meisten dikotylen Kräutern ist dieser Effekt dagegen viel weniger ausgeprägt. Bei Rückgang von Konkurrenzarten kann *A. elatius* daher schnell mit erhöhter Produktivität reagieren. *P. lanceolata* (in den Beständen V3, V4 und V5) besitzt diese Eigenschaften offenbar nicht. Als rosettenbildendes Kraut kann es auf Rückgang von Konkurrenz nicht wie *A. elatius* mit Bestockungstrieben reagieren. *P. lanceolata* reagierte auf die fehlende Konkurrenz von *H. lanatus* dagegen durch eine stark erhöhte Keimlingsetablierung, jedoch erst ab Mitte Mai (TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten). Auch eine Eroberung nährstoffreicher Oberbodenschichten durch bereits etablierte Pflanzen ist bei dem allorhizen Wurzelsystem von *P. lanceolata* nicht so schnell möglich. Nach OPITZ VON BOBERFELD (1994) wird Spitzwegerich zwar durch Verringerung der Narbendichte stark gefördert, aber die Reaktion ist nicht so schnell wie bei Glatthafer.

Bei den Wurzeln war der Rückgang der Biomasse im Jahr 2003 nicht so stark ausgeprägt wie beim Spross. Da die im Juni 2003 entnommenen *Ingrowth-cores* Mitte September 2002 gesetzt wurden, wurden möglicherweise noch Wurzeln erfasst, die bis zum Ende der Vegetationsperiode 2002 gewachsen waren. Dagegen sprechen jedoch die beobachteten Unterschiede bei der Wurzellängendichte (Abnahme) und dem Wurzeldurchmesser (Zunahme) (Abb. 17 und 21). Es ist daher davon auszugehen, dass ein Großteil der im Juni 2003 in den *Ingrowth-cores* enthaltenen Wurzeln erst ab Frühling gewachsen ist. DAHLMAN & KUCERA (1965) und

PUCHETA ET AL. (2004) berichten von geringen Wurzelwachstumsraten im Herbst. Untersuchungen an Minirhizotronen bzw. Wurzelgefäßen über die gesamte Vegetationsperiode hinweg könnten hier weitere Aufschlüsse liefern. Unter Umständen wurde das Wurzelwachstum im Frühling 2003 durch einen höheren Gehalt an mineralischem Stickstoff (N_{\min}) im Boden aufgrund Mineralisierung der Wurzelstreu von *H. lanatus* (vgl. KOSSMANN, 2005) zusätzlich stimuliert.

Die überdurchschnittlich trockene und warme Witterung während der Vegetationsperiode 2003 im Vergleich zu 2002 (Abb. 2) mag ein weiterer Grund für die verringerte Produktivität und die höheren Wurzel-Spross-Verhältnisse sein (Tab. 28). SIMS & SINGH (1978) fanden eine lineare positive Korrelation zwischen Produktivität und Niederschlagsmenge. NEBHÖVER (2005) fand an den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof einen Anstieg der Produktivität mit zunehmender Niederschlagsmenge. Pflanzen reagieren auf Trockenheitsstress mit einer Reduktion von Spross- und Wurzelwachstum; da dabei jedoch das Sprosswachstum stärker beeinträchtigt wird als das Wurzelwachstum, führt abnehmende Bodenfeuchtigkeit zu einer Zunahme des Wurzel-Spross-Verhältnisses (z. B. SHARP ET AL., 1988; STASOVSKI & PETERSON, 1991). Offenbar reagiert die Grasart *A. elatius* auf Trockenstress nicht so empfindlich wie z. B. *P. lanceolata*. KOSSMANN (2005) fand im Bestand V1 eine höhere Wassernutzungseffizienz als in den anderen Varianten. Nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER (1992) besitzen die Wurzeln von *A. elatius* einen mesomorphen bis schwach xeromorphen Charakter. Während diese Art eine relativ breite ökologische Amplitude besitzt und auf feuchten bis mäßig-trockenen Böden vorkommt, bevorzugt *P. lanceolata* frische oder wechselfeuchte Böden (OBERDORFER, 1994).

Der Sommerzuwachs war 2003 – mit Ausnahme von V2 – bei allen Beständen geringer als der Frühlingszuwachs (Abb. 40). Dies entspricht dem in der einschlägigen Grünlandliteratur beschriebenen Wachstumsverlauf. OPITZ VON BOBERFELD (1994) beispielsweise beschreibt für zweischürige Mähwiesen einen massereichen Frühlingszuwachs, nach der so genannten Sommerdepression dann ab Mitte bis Ende Juli einen zweiten, jedoch nicht mehr so massereichen Zuwachs. Artspezifische Unterschiede bestanden allerdings in der Höhe des Sprosszuwachses. Die höhere Produktivität in V1 lässt sich dadurch erklären, dass *A. elatius* als Gras des so genannten Bulbosum-Typs nach dem Schnitt in Wurzeln und insbesondere in der Sprossbasis gespeicherte Stoffe schnell mobilisieren kann (OPITZ VON BOBERFELD, 1994). Untergräser und dikotyle Kräuter mit planophilem Wuchs (z. B. *P. lanceolata*) nutzen dagegen in erster Linie Photosynthate. *G. pratense* in V2 ist demgegenüber als Wiesenart mit hohen Lichtansprüchen und höheren Ertragsraten im zweiten Aufwuchs bekannt.

In der Wurzelbiomasse fallen dagegen nicht so große jahreszeitliche Unterschiede auf. Nach SPEIDEL & WEIB (1974) zeigt der Wurzelzuwachs ebenfalls ein zweigipfeliges Maximum, jedoch sind die Unterschiede zwischen Frühling und Spätsommer nicht so ausgeprägt wie beim Sprosswachstum, da Pflanzen während des generativen Wachstums im Frühling vermehrt in Spross-, während des vegetativen Wachstums im Sommer dagegen vermehrt in Wurzelbiomasse investieren. Bei den dikotylen Kräutern (V3, V4 und V5) scheint dieser Effekt ausgeprägter zu sein als beim Obergras *A. elatius* (V1).

Vertikale Verteilung der Wurzelbiomasse

In den Lysimeterbeständen wurden durchschnittlich 71 % der Wurzeln im Oberboden (0-25 cm) neu gebildet, 84 % der Bestandes-Wurzelbiomasse befand sich im Oberboden (Abb. 46 und 47). Die Ergebnisse stimmen gut mit Werten zahlreicher Autoren überein. JACKSON ET AL. (1996) ermittelten bei einer Literaturanalyse für temperate Grünländer einen durchschnittlichen Anteil von 83 % Wurzelbiomasse bis 30 cm Bodentiefe. PUCHETA ET AL. (2004) fanden bei Untersuchungen an gemäßigten Grünländern in Brasilien 80 % der Wurzelbiomasse in 0-20 cm Bodentiefe.

Die Tiefenkoeffizienten β des Modells von GALE & GRIGAL (1987) zur vertikalen Verteilung der Wurzelbiomasse lagen mit Werten von 0,924-0,957 auch im Bereich, den JACKSON ET AL. (1996) als Durchschnittswert für temperate Grünländer ermittelten ($\beta=0,943$). Nach diesem Modell nimmt die Wurzelbiomasse exponentiell mit zunehmender Bodentiefe ab.

Mögliche Ursachen für eine Konzentration der Wurzelbiomasse in den oberen Bodenschichten sowie beobachtete Unterschiede zwischen den Jahreszeiten und den verschiedenen Beständen bzw. zwischen der *Ingrowth-core* und der Bohrkern-Methode wurden bei Betrachtung der morphologischen Wurzelparameter bereits ausführlich diskutiert (Kap. 4.1.1).

Vergleich der experimentellen Grünlandbestände an der Lysimeteranlage mit den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof

Die unterirdische Bestandesbiomasse in den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof war mit ca. 600-1000 g m⁻² (0-50 cm Tiefe) etwas niedriger als in den Lysimeterbeständen (Bestandesbiomasse Juni 2004; Tab. 33 und Abb. 45). Im Unterschied zu den Lysimetern zeigten die grasdominierten Bestände eine höhere Wurzelbiomasse. Eine mögliche Erklärung hierfür ist die unterschiedliche Pflanzenartenzusammensetzung der Bestände. Die Wurzel-

biomasse eines Bestandes wird offenbar von den spezifischen Eigenschaften der vorkommenden Pflanzenart bestimmt. Eine Unterteilung in die beiden funktionellen Gruppen „Gräser“ und „dikotyle Kräuter“ erscheint bei dieser Fragestellung nicht angebracht, da es bei jeder funktionellen Gruppe Arten mit hohen bzw. niedrigen Feinwurzelbiomasse gibt.

Aber wie in den Lysimetern wiesen auch in den Freilandflächen die Grasbestände verhältnismäßig weniger Feinwurzeln im Unterboden auf als die Gras-Kraut-Mischbestände. Dies ist vermutlich mit der Architektur des Wurzelsystems zu erklären (Homorrhizie bei Gräsern vs. Allorrhizie bei dikotylen Kräutern).

Der Anteil der Wurzeln im Unterboden war bei den Freilandflächen im Vergleich zu den Lysimeterbeständen wesentlich niedriger. Eine mögliche Ursache hierfür könnte die höhere Lagerungsdichte (bis $1,8 \text{ g cm}^{-3}$; G. Kossmann, pers. Mitteilung) und eine unregelmäßige Verteilung von Tonlinsen im Unterboden der Freiland-Untersuchungsflächen sein. Auch Staunässe während der ersten anderthalb Monate der Vegetationsperiode und demzufolge anaerobe Bedingungen im Unterboden könnten zu verminderter Wurzelproduktion beigetragen haben.

Der aus den *Ingrowth-cores* ermittelte Wurzelzuwachs in den Freiland-Untersuchungsflächen zwischen Juni und September 2002 lag mit ca. 400 g m^{-2} (Gras-Kraut-Mischbestände) bis ca. 640 g m^{-2} (grasdominierte Bestände) (Tab. 33) in derselben Größenordnung wie der bei den Lysimeterbeständen.

Die jährliche Bildung an Sprossbiomasse war im Jahre 2002 auf den Freiland-Untersuchungsflächen mit durchschnittlich $540 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ (Gras-Kraut-Mischplots) bzw. $660 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ (Grasbestände) (NEBHÖVER, 2005) deutlich geringer als auf den Lysimeterbeständen (durchschnittlich ca. $1000 \text{ g m}^{-2} \text{ a}^{-1}$; vgl. Tab. 27 A und Abb. 40 A und B). Besonders in der zweiten Hälfte der Vegetationsperiode wurden die Unterschiede deutlich. Mögliche Ursachen waren vermutlich allgemein „ungünstigere“ Bedingungen für Pflanzenwachstum im Freiland (keine Bewässerung im Sommer, Staunässe im Frühjahr, keine Kompensationsdüngungen).

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die Biomassebildung verschiedener Pflanzenbestände von der Artenzusammensetzung beeinflusst wurde. Dabei bestimmte nicht die Anzahl an Arten oder funktionellen Typen von Pflanzen *per se* die Menge der gebildeten Biomasse, sondern vielmehr spezifische Eigenschaften einzelner Arten. Die Ergebnisse belegen weiterhin, dass die Höhe der Wurzelbiomasseproduktion nicht aus der Produktion von Sprossbiomasse abgeleitet bzw. berechnet werden kann.

4.2.2 Wurzelumsatz, Eintrag von Kohlenstoff in den Boden und Zirkulation von mineralischen Nährelementen im Boden

Wurzelumsatz

Der Wurzelumsatz besitzt eine Schlüsselfunktion für die Zirkulation von Kohlenstoff und Nährstoffen in Ökosystemen (ABER ET AL., 1985; GILL & JACKSON, 2000; HOOKER ET AL., 2000). Es sollte die Hypothese überprüft werden, dass der Wurzelumsatz von der Zusammensetzung eines Pflanzenbestandes beeinflusst wird und in grasdominierten Beständen größer ist als in krautdominierten.

Grundlage zur Berechnung des Wurzelumsatzes war die durchschnittliche jährliche unterirdische Nettoprimärproduktion zwischen Juni 2001 und Juni 2004 und die Bestandesbiomasse an Wurzeln im Juni 2004. Die Zusammensetzung der Pflanzenbestände hatte sich zwar – wie bereits in Kap. 4.2.1 ausführlich diskutiert – Anfang 2003 stark verändert. Den gesamten Untersuchungszeitraum betrachtet, können die Pflanzenbestände aber trotzdem in einen Grasbestand (V1), einen grasdominierten Bestand (V2) und drei von dikotylen Kräutern dominierte Bestände (V3, V4 und V5) unterteilt werden. Im Grasbestand V1 und dem grasdominierten Bestand V2 war der Wurzelumsatz mit $1,2 \text{ a}^{-1}$ bzw. $1,3 \text{ a}^{-1}$ höher als in den übrigen drei Beständen (Tab. 38). Um den Einfluss der Veränderung der Pflanzenbestände auf den Wurzelumsatz zu untersuchen, wurden zusätzlich Umsatzraten berechnet, die auf der Biomassebildung des Jahres 2003 beruhten. Auch hier wurden in V1 (von *A. elatius* dominiert) und V2 (Mischbestand des Grases *H. lanatus* und des dikotylen Krauts *G. pratense*) mit ca. $1,1 \text{ a}^{-1}$ die höchsten Umsatzraten ermittelt (Tab. 38).

Eine mögliche Ursache für den höheren Wurzelumsatz könnte der geringere Wurzeldurchmesser (WD) in den Beständen V1 und V2 sein (Abb. 22). Der für den gesamten Untersuchungszeitraum ermittelte Wurzelumsatz in der obersten Bodenschicht war signifikant negativ mit dem WD korreliert (Abb. 58 A). Zahlreiche Autoren beschrieben eine Zunahme der Lebensdauer von Wurzeln und eine Abnahme des Wurzelumsatzes mit zunehmendem WD (ANDERSON ET AL., 2003; WELLS & EISSENSTAT, 2001; WELLS ET AL., 2002). PUCHETA ET AL. (2004) fanden bei Studien in einem beweideten temperaten Grünland Argentiniens in 0-20 cm Bodentiefe Umsatzraten von $1,36 \text{ a}^{-1}$, $0,63 \text{ a}^{-1}$ bzw. $0,56 \text{ a}^{-1}$ bei $\text{WD} < 0,5 \text{ mm}$, $0,5-1,0 \text{ mm}$ bzw. $> 1,0 \text{ mm}$. Bei ausschließlicher Betrachtung der letzten anderthalb Jahre konnte jedoch keine Korrelation mehr zwischen Wurzelumsatz und WD gefunden werden (Abb. 58 B). Dagegen nahm der Wurzelumsatz für beide Zeiträume mit steigendem Grasanteil in der Sprossbiomasse zu (Abb. 58 C und D). Die Grasart *H. lanatus* hat dabei offenbar einen höheren

Wurzelumsatz als *A. elatius*, da diese Beziehung für den gesamten Untersuchungszeitraum, bei dem sich noch die Dominanz von *H. lanatus* in den Jahren 2001 und 2002 bemerkbar macht, stärker ausfällt. Dies wäre auch eine Erklärung für die im Vergleich zum Grasbestand V1 höheren Umsatzraten in V2 (Anteil von *H. lanatus* 99,5 % im Jahr 2002 und ca. 50 % im Jahr 2003). Artspezifische Eigenschaften beeinflussen die Umsatzrate der Wurzeln offenbar stärker als der Durchmesser der Wurzeln *per se*.

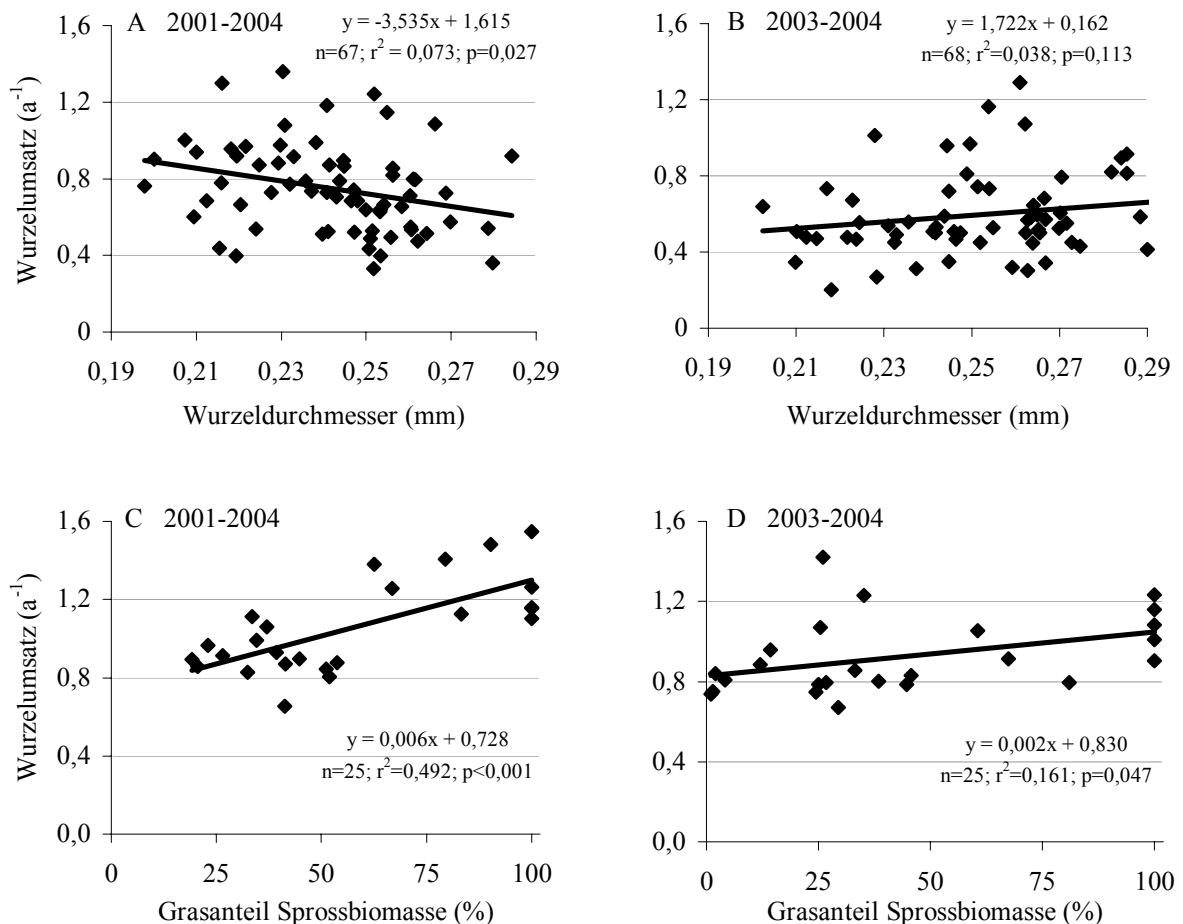


Abb. 58: Beziehung zwischen Wurzelumsatz und Wurzeldurchmesser (A und C) sowie Wurzelumsatz und dem Grasanteil in der Sprossbiomasse (B und D) für den gesamten Zeitraum der Untersuchungen (2001-2004) und für den Zeitraum 2003-2004; Rohdaten Sprossbiomasse von NEBHÖVER & BEIERKUHNLEIN bzw. TÜNTE & BEIERKUHNLEIN; Korrelationen nach Pearson.

Die niedrigere Mykorrhizierungsrate der Bestände V1 und V2 (Abb. 32) könnte ebenfalls mit dem höheren Wurzelumsatz zusammenhängen. SHARMA ET AL. (1992) fanden beispielsweise eine positive Korrelation zwischen dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge und der Lebensdauer von Wurzeln.

Bei allen Beständen war eine Zunahme der Umsatzraten mit zunehmender Bodentiefe zu verzeichnen. Die hohen Umsatzraten in 50-70 cm Bodentiefe sind vermutlich methodisch be-

dingt. Wie in Kap. 4.1.1 bereits diskutiert, führte die *Ingrowth-core*-Methode wahrscheinlich zu einer Überschätzung des Wurzelzuwachses im Unterboden und einer leichten Unterschätzung in der obersten Bodenschicht (0-10 cm).

Im Durchschnitt lag der Wurzelumsatz mit $1,0 \text{ a}^{-1}$ im Größenordnungsbereich, der für temperate Grünländer in der Literatur angegeben wird. AERTS ET AL. (1992) fanden bei Untersuchungen eines Grünlandbestandes in den Niederlanden Umsatzraten von $0,83 \text{ a}^{-1}$, PUCHETA ET AL. (2004) in einem beweideten Grünland Argentiniens $0,95 \text{ a}^{-1}$ als Durchschnittswert für Wurzeln aller gefundenen Durchmesserklassen. In einer umfangreichen Literaturstudie errechneten GILL & JACKSON (2000) einen weltweiten Durchschnittswert von $0,53 \text{ a}^{-1}$ für temperate Grünländer.

Bei dem Vergleich mit den Literaturwerten muss jedoch berücksichtigt werden, dass die meisten Untersuchungen – wie auch in der vorliegenden Arbeit – Momentaufnahmen darstellen. Langzeituntersuchungen an nordamerikanischen Grünländern haben ergeben, dass die Variation im Wurzelumsatz an einem einzigen Standort genauso groß sein kann wie Unterschiede zwischen verschiedenen Formen von Grünländern (z. B. Kurzgrassteppe vs. Mähwiese mit hoher Nutzungsfrequenz) (z. B. GILL, 1998; MILCHUNAS & LAUENROTH, 2001; SIMS & SINGH, 1978). Abiotische Einflussfaktoren wie beispielsweise Temperatur und Intensität der photosynthetisch aktiven Strahlung und damit Veränderungen im Pathogenbefall, der Mineralisationsrate und der Photosyntheserate werden als Ursachen für diese großen Differenzen innerhalb eines Standorts genannt (GILL & JACKSON, 2000; LAUENROTH & GILL, 2003).

Des Weiteren werden methodische Unterschiede bei Vergleichen oft übersehen (LAUENROTH, 2000). So sind in der Literatur verschiedene Modelle zur Berechnung des Wurzelumsatzes beschrieben. Nach der am weitesten verbreiteten Definition von DAHLMAN & KUCERA (1965) ist der Wurzelumsatz der Quotient aus der unterirdischen Nettoprimärproduktion und der maximalen Bestandesbiomasse an Wurzeln, die während einer Vegetationsperiode erreicht wird. HENDRICK & PREGITZER (1993) benutzten dagegen die minimale Bestandesbiomasse zur Berechnung. ABER ET AL. (1985) sowie AERTS ET AL. (1992) schließlich definierten den Wurzelumsatz als Quotient aus unterirdischer Nettoprimärproduktion und der durchschnittlichen Bestandesbiomasse. Da die Bestandesbiomasse in der vorliegenden Arbeit in der Mitte der Vegetationsperiode bestimmt wurde, kommt die Berechnung der Umsatzraten vermutlich der letztgenannten Definition am nächsten. Eine weitere Schwierigkeit ist, dass der Bestimmung des Wurzelumsatzes keine einheitliche Definition von Feinwurzeln zu Grunde liegt und daher oft nur ein Teil der Wurzelbiomasse erfasst wird. In der vorliegenden Arbeit wurden – der

gängigsten Definition von Feinwurzeln folgend (z. B. BÖHM, 1979) – Wurzeln mit einem Durchmesser von weniger als 2 mm erfasst.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass der Wurzelumsatz eines Pflanzenbestandes von den charakteristischen Eigenschaften der vorkommenden Pflanzenarten bestimmt wird. Grasarten mit homorrhizem Wurzelsystem scheinen dabei höhere Umsatzraten zu haben als dikotyle Krautarten mit allorrhizem Wurzelsystem.

Zirkulation von Kohlenstoff im Boden

Die Kohlenstoffakkumulation im Boden ist die Differenz zwischen C-Eintrag (z. B. durch Pflanzenstreu, Exsudation und atmosphärischer Deposition) und C-Austrag in Form von CO₂ durch Respiration (Wurzeln, Mikroorganismen einschließlich Mykorrhizapilzen) und als DOC (*Dissolved Organic Carbon*) im Sickerwasser. Im Folgenden wird der Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf diese Prozesse diskutiert. Dabei wird der gesamte Untersuchungszeitraum von drei Jahren betrachtet.

Im Grasbestand V1 und dem von *H. lanatus* dominierten Bestand V2 wurde mehr Kohlenstoff durch Wurzelstreu in den Boden eingetragen als in den von dikotylen Kräutern dominierten Varianten V3, V4 und V5; die gesamte Akkumulation an Kohlenstoff war jedoch in letzteren Beständen etwas höher (Tab. 39). Eine mögliche Ursache für den höheren C-Eintrag durch Wurzelstreu sind die höheren Umsatzraten der Feinwurzeln bei V1 und V2 (Tab. 38).

In V1 und V2 war der C-Eintrag durch Wurzelstreu höher als die C-Akkumulation, während dies bei den krautdominierten Beständen umgekehrt war. Dies deutet auf eine höhere mikrobielle Aktivität und eine höhere Respirationsrate in den grasdominierten Beständen hin. Erste Ergebnisse einer in Kooperation mit der Abteilung für Biogeochemie des Max-Planck-Instituts für Terrestrische Mikrobiologie in Marburg durchgeführten Untersuchung zur Aktivität denitrifizierender Bakterien in den Lysimeterbeständen lassen ebenfalls eine erhöhte mikrobielle Aktivität in V1 und V2 vermuten. Die Lachgas-Produktion und die Aktivität denitrifizierender Enzyme war in den grasdominierten Beständen am höchsten (C. Bremer, persönliche Mitteilung). Auch die von KOSSMANN (2005) gefundene höhere potenzielle N-Mineralisierungsrate in V1 und V2 ist als Hinweis auf eine erhöhte mikrobielle Aktivität in diesen Beständen zu deuten. Als Ursachen hierfür sind zum einen die höheren C-Eintragsraten durch Wurzelstreu, zum anderen Unterschiede in Qualität und Quantität von

Rhizodepositen zwischen gras- und krautdominierten Beständen zu nennen (vgl. z. B. Übersichtsartikel von HÜTSCH ET AL. (2002), KUZYAKOV (2002) oder PATERSON (2003)).

Rhizodeposition umfasst zum einen die Abgabe von Wurzelexsudaten (meist leicht zersetzbare, niedermolekulare organische Verbindungen) in den Boden; zum anderen gehören zu den Rhizodepositen auch von der Wurzelhaube abgegebene Schleimstoffe (Mucilage) und tote Zellen (z. B. Wurzelhauben- und Rhizodermiszellen einschließlich Wurzelhaaren) (vgl. z. B. HÜTSCH ET AL., 2002). Der Rhizodeposition wird eine Schlüsselfunktion beim Umsatz von Kohlenstoff im Boden zugesprochen. Schon SAMTSEVICH (1965) fand bei Weizen eine Produktionsrate von 350 g m^{-2} Mucilage während einer Vegetationsperiode. Im Durchschnitt werden bis zu 25 % des in die Wurzeln verlagerten Kohlenstoffs in den Boden exsudiert (KUZYAKOV, 2002). BARBER & GUNN (1974) ermittelten bei Gerste einen Anteil an Wurzelexsudaten von 9 % der Wurzelbiomasse, VANCURA & GARCIA (1969) bei Hirse (*Panicum milia-ceum*) einen Anteil von 7-10 % der Sprossbiomasse.

DALENBERG & JAGER (1989) unterteilten die Rhizodeposite in zwei Klassen: niedermolekulare, leicht zersetzbare Exsudate (Stimulierung der Zersetzung von organischer Bodensubstanz (SOM; *Soil Organic Matter*)) und hochmolekulare, weniger gut zersetzbare Schleimstoffe und abgestorbene Zellen (Stimulierung der Humifizierung). KUZYAKOV (2002) formulierte drei Hypothesen zur Erklärung des Verhältnisses zwischen SOM-Zersetzung und Humifizierung. Nach der Lokalisierungshypothese findet Zersetzung (und damit CO_2 -Bildung) in erster Linie in der Rhizosphäre, d. h. in unmittelbarer Umgebung der Wurzeln statt, Humifizierung dagegen in wurzelfreien Teilen des Bodens. Die höhere Wurzellängendichte (WLD) neu zugewachsener Wurzeln in den Beständen V1 und V2 (Abb. 17) könnte somit die im Vergleich zum C-Eintrag durch Wurzelstreu geringere C-Akkumulation erklären. Nach der Zeit-Hypothese fallen die höchsten Zersetzungsraten mit der Periode des größten Pflanzenwachstums zusammen. Im Sommer überwog daher in V1 und V2 eventuell noch die SOM-Zersetzung, in den von Kräutern dominierten Beständen, bei denen wesentlich geringeres Wachstum ermittelt wurde (Abb. 40) dagegen schon die Humifizierung. Nach der Qualitäts-Hypothese schließlich bestimmt die chemische Zusammensetzung der von den Wurzeln abgegebenen organischen Verbindungen das Ausmaß an SOM-Zersetzung. Ein unterschiedliches Spektrum an Wurzelexsudaten zwischen Gräsern und dikotylen Kräutern könnte somit das unterschiedliche Verhältnis zwischen SOM-Zersetzung und Humifizierung zwischen V1 und V2 auf der einen Seite und V3, V4 und V5 auf der anderen Seite erklären. Beispielsweise fand KOSSMANN (2005) höhere initiale Mineralisationsraten der Wurzeln von *H. lanatus* als

von *R. acris*. Im Rahmen der vorliegenden Arbeit konnten Rhizodeposite jedoch nicht untersucht werden.

Eine weitere Erklärungsmöglichkeit für die im Vergleich zum C-Eintrag durch Wurzelstreu höhere C-Akkumulation bei den Beständen V3, V4 und V5 könnte der größere Anteil mykorrhizierter Wurzellänge und somit auch der Dichte an extraradikalen Hyphen im Boden sein. VAM-Hyphen (VAM = Vesikulär arbuskuläre Mykorrhiza) gelten als wichtige Senken für Kohlenstoff und damit als wichtige Quellen für C-Eintrag in den Boden. Je nach Pflanzenart werden 5-20 % des assimilierten Kohlenstoffs zur Erhaltung dieser Symbiose verwendet (z. B. PEARSON & JAKOBSEN, 1993); 25 % davon werden in die extraradikalen Hyphen verlagert (JAKOBSEN & ROSENDAHL, 1990). Der größte Teil dieses Kohlenstoffs wird zwar sofort veratmet, mit einer Menge von 0,03-0,35 mg g⁻¹ bilden VAM-Hyphen jedoch den größten Anteil der mikrobiellen Biomasse im Boden (OLSSON ET AL., 1999). Der überwiegende Teil der VAM-Hyphen hat eine sehr kurze Lebensdauer (FRIESE & ALLEN (1991) geben 5-7 Tage an), und auch die Zersetzungsrate der Hyphen wird im Allgemeinen mit Wochen bis Monaten angegeben (experimentelle Untersuchungen darüber fehlen jedoch; Übersichtsartikel von LANGLEY & HUNGATE, 2003). Da die Hyphen aber große Mengen (2-6 %; WRIGHT & UPADHYAYA, 1996; WRIGHT ET AL., 1996) des schwer abbaubaren Proteins Glomalin enthalten, führt ihre hohe Umsatzrate zu einer ökologisch relevanten Akkumulation von Kohlenstoff im Boden. RILLIG ET AL. (2001) postulierten bei Untersuchungen mit ¹⁴C als Tracer Umsatzzeiten von über 10 Jahren für Glomalin-Kohlenstoff. Der Gehalt an Glomalin im Boden und die Bodenaggregation werden zur Zeit in Kooperation mit M. C. Rillig an der Division of Biological Sciences der University of Montana in Missoula (USA) untersucht. Darüber hinaus werden von der Mikrofauna im Boden Pflanzenstreu und Streu anderer bodenbürtiger Pilze gegenüber VAM-Hyphen bevorzugt (z. B. KLIRONOMOS & KENDRICK, 1996).

Der Eintrag von DOC durch atmosphärische Deposition (4,1 g m⁻²) (Tab. 6) und der Austrag durch Sickerwasser (je nach Bestand 6,2-7,1 g m⁻²) trugen kaum zur Kohlenstoffzirkulation im Boden bei (Berechnungsgrundlage: KOSSMANN, 2005).

Die C-Akkumulation im Boden nahm mit zunehmender Bodentiefe wesentlich stärker ab als der C-Eintrag durch Wurzelstreu (Abb. 50 A und B). Eine mögliche Ursache hierfür könnte der zusätzliche C-Eintrag in den Boden durch oberirdische Pflanzenstreu sein, der hauptsächlich auf die oberste Bodenschicht beschränkt ist. Da der Schnitt der Sprossbiomasse auf 5 cm Höhe erfolgte, blieb ein Teil der oberirdischen Biomasse auf den Beständen zurück. Besonders deutlich fielen die Unterschiede in den Beständen mit den Rosettenkräutern *P. lanceolata*

(V3, V4 und V5) und *T. officinale* (V5) aus. Bei den Gräsern und den dikotylen Kräutern mit aufrechtem Stängel (insbesondere *A. elatius* und *G. pratense*) war dieser Anteil vermutlich wesentlich geringer. SIMS & SINGH (1978) fanden bei Untersuchungen in nordamerikanischen temperaten Grünländern Biomassen dieser basisnahen Sprossabschnitte von bis zu 250 g m⁻² und Umsatzraten zwischen 0,5 a⁻¹ und 1,3 a⁻¹ und betonten ihre Bedeutung für den C-Eintrag in den Boden.

Die Abnahme des C-Eintrags durch Wurzelstreu mit zunehmender Bodentiefe spiegelt die Tiefenverteilung der Wurzelbiomassebildung wider (Abb. 43 und 44). Bei den grasdominierten Plots V1 und V2 war der Tiefengradient steiler als bei den übrigen Beständen.

Abschließend sollen noch einige kritische Anmerkungen zur angewandten Methodik erörtert werden. Nach JANZEN ET AL. (2002) wird der Kohlenstoffgehalt bei aus dem Boden ausgewaschenen Wurzeln – und insbesondere bei Feinwurzeln mit geringem Durchmesser – aufgrund noch anheftender Bodenpartikel stark unterschätzt und sollte 40-45 % der TM betragen. In der vorliegenden Arbeit wurden Werte von durchschnittlich ca. 32 % ermittelt. Auch viele andere Autoren (z. B. JOHNSON & MATCHETT, 2001) geben Werte zwischen 30 und 40 % an. Unter Umständen wurde in den hier durchgeführten Untersuchungen der C-Eintrag durch Wurzelstreu und somit auch der Anteil an SOM-Zersetzung unterschätzt (KUZYAKOV ET AL., 2001). Methodische Voruntersuchungen ergaben jedoch keinen nennenswerten Verlust von Wurzelbiomasse durch das Auswaschen (vgl. Tab. XL im Anhang).

Bei Vergleich mit Literaturwerten muss beachtet werden, dass der C-Eintrag durch Wurzelstreu zum einen – wie in der vorliegenden Arbeit – über die Differenz zwischen Biomassebildung und Bestandesbiomasse berechnet werden kann, zum anderen aber durch Multiplikation der Bestandesbiomasse mit der Umsatzrate. Eine Berechnung über den Wurzelumsatz erscheint jedoch nur dann sinnvoll, wenn sich der entsprechende Pflanzenbestand bereits in einem Gleichgewicht befindet. In den ersten Jahren nach Etablierung der Bestände können erhebliche Unterschiede zwischen den beiden Berechnungsmethoden auftreten (Tab. 43).

Tab. 43: Vergleich des C-Eintrags in den Boden durch Wurzelstreu bei Berechnung über die Differenz aus Biomassebildung und Bestandesbiomasse (A) und Berechnung über den Wurzelumsatz (B).

	Kohlenstoffeintrag in den Boden durch Wurzelstreu (g m ⁻²)				
	V1	V2	V3	V4	V5
A) Berechnung über Biomassendifferenz	778	613	517	480	485
B) Berechnung über Wurzelumsatz	1048	854	933	847	858

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die Pflanzenartenzusammensetzung einen Einfluss auf den Eintrag von Kohlenstoff in den Boden und die Akkumulation von Kohlenstoff im Boden hat. Aufgrund des höheren Wurzelumsatzes ist der C-Eintrag durch abgestorbene Wurzeln in grasdominierten Beständen höher als in krautdominierten, die C-Akkumulation dagegen vermutlich wegen der erhöhten SOM-Zersetzungsraten tendenziell etwas geringer.

Gehalte und Akkumulation von mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse

Die Gehalte an mineralischen Nährelementen in der Wurzelbiomasse lagen mit durchschnittlich ca. 0,8 % (Stickstoff), 0,1 % (Phosphor), 0,6 % (Kalium) und 0,2 % (Magnesium und Kalium) (Tab. 34) im Größenordnungsbereich anderer Literaturquellen. JOHNSON & MATCHETT (2001) geben für Feinwurzeln aus der nordamerikanischen Prärie einen N-Gehalt von 0,6-0,9 % an. Bei Untersuchungen an Chinaschilf (*Miscanthus × giganteus*) fanden NEUKIRCHEN ET AL. (1999) N-Gehalte von 0,7-1,4 %, P-Gehalte von 0,06-0,17 % und K-Gehalte von 0,6-1,2 % in der Wurzelbiomasse. PEDERSON ET AL. (2002) geben für Hafer, Gerste, Weizen und Italienisches Raygras (*Lolium multiflorum*) Werte von 0,8-1,0 % (N), 0,10-0,15 % (P) und 0,2-0,5 % (K) der Wurzeltrockenmasse an.

Im Falle von K, Mg und P wurde ein Einfluss der Bestandeszusammensetzung auf die Mineralstoffgehalte und somit die Akkumulation in der Wurzelbiomasse gefunden. Der Grasbestand V1 und der während der ersten Hälfte des Experiments stark von *H. lanatus* dominierte Bestand V2 akkumulierten weniger Mineralstoffe in den Wurzeln als die anderen drei Bestände (Abb. 48). Dies ist als Hinweis auf eine niedrigere interne Mineralstoffzirkulation in grasdominierten Beständen zu deuten. Auch die Gehalte und Akkumulation dieser Mineralstoffe in der Sprossbiomasse waren in den Beständen V1 und V2 am niedrigsten (NEBHÖVER & BEIERKUHNLEIN bzw. TÜNTE & BEIERKUHNLEIN, unveröffentlichte Daten). KOSSMANN (2005) fand eine negative Korrelation zwischen der Nutzungseffizienz von K, Ca und Mg und dem Anteil von dikotylen Kräutern an der Sprossbiomasse. Auch OPITZ VON BOBERFELD (1994) gibt für grasreiche Bestände geringere P- und Ca-Konzentrationen in der Biomasse an als für krautreiche Bestände und nennt z. B. *P. lanceolata* und *T. officinale* als Arten mit erhöhtem Aneignungs- und Transportvermögen.

5 Zusammenfassung

Die vorliegende Arbeit wurde im Rahmen des Forschungsprojektes „Biodiversität und Ökosystemfunktionen in Grünlandbeständen“ der Universität Bayreuth durchgeführt, einem Teilprojekt des vom BMBF geförderten Programms „Biodiversität und globaler Wandel (BIOLOG)“.

Ziel der Arbeit war es, herauszufinden, ob ein Zusammenhang zwischen der Pflanzenartenzusammensetzung experimenteller Grünlandbestände und Wurzeleigenschaften, die für das Nährstoffaneignungsvermögen bzw. das Nährstoffretentionsvermögen von Bedeutung sind, besteht. Des Weiteren wurde der Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf die Biomassebildung und den Nährstoffgehalt der Wurzeln analysiert, um den Eintrag von Kohlenstoff in den Boden und die Zirkulation mineralischer Nährelemente im Boden abzuschätzen. Die Untersuchungen erfolgten in drei verschiedenen Versuchssystemen. In der Lysimeteranlage im Ökologisch-Botanischen Garten der Universität Bayreuth wurden im Jahr 2001 experimentelle Grünlandbestände unterschiedlicher Zusammensetzung von Pflanzenarten (2 bis 8 Arten) und funktionellen Typen von Pflanzen (niedrigwüchsige Gräser: *Holcus lanatus* und *Anthoxanthum odoratum*; hochwüchsige Gräser: *Arrhenatherum elatius* und *Alopecurus pratensis*; Rosettenpflanzen: *Plantago lanceolata* und *Taraxacum officinale*; hohe stängelbeblätterte Krautige: *Geranium pratense* und *Ranunculus acris*) etabliert. Auf den ehemaligen BIODEPTH-Untersuchungsflächen wurden Untersuchungen an unterschiedlich zusammengesetzten Grünlandbeständen unter Freilandbedingungen („Freilandflächen“) durchgeführt. Darüber hinaus wurden die acht in den Lysimeterbeständen etablierten Arten in durchsichtigen Plexiglasröhren („Wurzelgefäße“) in Monokultur angezogen. Neben morphologischen und chemischen Wurzeleigenschaften wurden auch Untersuchungen zur Mykorrhizierung und zum Aufnahmevermögen der Wurzeln für Stickstoff vorgenommen.

Die **morphologischen Wurzeleigenschaften**, die für das Nährstoffaneignungsvermögen und das Nährstoffretentionsvermögen von Bedeutung sind, unterschieden sich deutlich je nach Bestandeszusammensetzung, Untersuchungsjahr, Jahreszeit und Bodentiefe. Wurzellängendichte, durchschnittlicher Wurzeldurchmesser und spezifische Wurzellänge wurden in erster Linie von spezifischen Effekten dominanter Arten bestimmt. Ein Einfluss der Pflanzenartenvielfalt und der funktionellen Typen von Pflanzen konnte nicht nachgewiesen werden. Die mit Hilfe von Minirhizotronen an den Lysimeterbeständen und an den „Wurzelgefäßen“ durchgeführten Untersuchungen zur Wurzeldynamik gaben Hinweise auf einen späteren Beginn des Wurzelwachstums – insbesondere in größeren Bodentiefen – bei der Grasart *H. lana-*

tus und dem dikotylen Kraut *G. pratense* im Vergleich zu den anderen untersuchten Arten. Phänologische Charakteristika einzelner Arten dürfen demnach bei einer Beurteilung von Nährstoffaufnahme- und Nährstoffretentionsvermögen nicht vernachlässigt werden.

Die **Mykorrhizierung der Wurzeln** in Grünlandbeständen wurde nicht von der Anzahl an Pflanzenarten bzw. funktionellen Gruppen bestimmt, sondern in erster Linie von spezifischen Wurzeleigenschaften der bestandsbildenden Pflanzenarten. In den Pflanzenbeständen mit *P. lanceolata* war der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge signifikant höher als in Beständen ohne diese Art. Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge war positiv mit der Wurzellängendichte korreliert. Morphologische Wurzeleigenschaften spielten für die Höhe der Mykorrhizierung offenbar eine entscheidende Rolle. Des Weiteren wurde eine positive Korrelation zwischen der Infektion von neu in die Bestände eingebrachte *H. lanatus*-Pflanzen und dem Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den Beständen gefunden. Der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge von *P. lanceolata* wurde nicht von der Pflanzenartenzusammensetzung des Bestandes beeinflusst. In allen Pflanzenbeständen war der Anteil mykorrhizierter Wurzellänge dieser Art mit ca. 85 % sehr hoch. Das Ausmaß der Mykorrhizierung einer Art wurde offenbar in erster Linie von artspezifischen Wurzeleigenschaften bestimmt. Interspezifische Wechselwirkungen scheinen eine untergeordnete Rolle zu spielen.

Die gesamte **Stickstoffaufnahme** eines Pflanzenbestandes (Applikation einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung in die Bodentiefen 15 cm, 40 cm und 60 cm und Messung der Anreicherung an ^{15}N in der Sprossbiomasse der verschiedenen Arten zwei Tagen nach der Applikation) wurde nicht von der Anzahl an Pflanzenarten oder funktionellen Gruppen bestimmt, sondern vermutlich von den unterschiedlichen artspezifischen Leistungsfähigkeiten der Wurzeln. Beispielsweise wurde in den Beständen mit *P. lanceolata* eine höhere spezifische Stickstoffaufnahme gemessen als in den Beständen ohne *P. lanceolata*. Die Stickstoffaufnahme einer bestimmten Pflanzenart und die Konkurrenzkraft dieser Art bezüglich der Stickstoffaufnahme aus verschiedenen Bodentiefen variierten dabei je nach Wurzelkonkurrenz durch benachbarte Arten. Interspezifische Wechselwirkungen durch unterschiedliche Tiefenverteilung der Wurzeln spielten hier vermutlich eine entscheidende Rolle. So war beispielsweise die Konkurrenzkraft der theoretisch flachwurzelnden Arten *H. lanatus* und *G. pratense* in 60 cm Bodentiefe in Gegenwart von tief wurzelnden Pflanzenarten (*A. elatius*, *P. lanceolata* und *T. officinale*) äußerst gering, während sich die beiden flachwurzelnden Arten im Oberboden gut durchsetzen konnten. Zur Beurteilung der Konkurrenzkraft bezüglich der Erschließung von Nährstoffquellen im Boden scheint eine Einteilung der funktionellen Typen auf der Basis von morphologischen Wurzeleigenschaften (z. B. nach räumlicher Verteilung

oder nach dem Anteil von Feinwurzeln) demnach besser geeignet als die hier vorgenommene Einteilung nach morphologischen Sprosscharakteristika.

Die **potenzielle Stickstoffaufnahmefähigkeit** der Wurzeln (Inkubation von Bohrkernen in einer mit ^{15}N angereicherten Calciumnitratlösung und Messung der Anreicherung an ^{15}N in den ausgewaschenen Wurzeln) wurde zwei Tage vor und nach dem Schnitt der oberirdischen Biomasse, am Ende und zu Beginn der Vegetationsperiode sowie nach einer Frostperiode im Winter gemessen. Zu allen untersuchten Zeitpunkten – außer zum Beginn der Vegetationsperiode – war die Stickstoffaufnahmefähigkeit beim Bestand aus *A. elatius* und *H. lanatus* etwas höher als bei den anderen Beständen. Dies deutet darauf hin, dass auch die physiologisch bedingte Stickstoffaufnahmekapazität in erster Linie durch die spezifischen Eigenschaften der im Bestand vorkommenden Pflanzenarten beeinflusst wird. Schnitt der oberirdischen Biomasse und Jahreszeit hatten dagegen keinen Einfluss auf die Stickstoffaufnahmekapazität der Wurzeln. Selbst während der Vegetationspause im Winter blieb das Potenzial zur Nitrataufnahme erhalten.

Untersuchungsjahr, Jahreszeit und Bestandeszusammensetzung hatten einen deutlichen Einfluss auf die **Bildung pflanzlicher Biomasse**. Die Bildung von Spross- und Wurzelbiomasse war im ersten Untersuchungsjahr deutlich höher als im zweiten Untersuchungsjahr, was zum einen auf die starke Reduktion von *H. lanatus* durch Frosttrocknis und die damit verbundene Änderung im Anteil der einzelnen Arten an der Biomasseproduktion, zum anderen durch den trockenen Sommer 2003 zurückzuführen war. Die beiden Jahre einzeln betrachtet, beeinflusste die Bestandeszusammensetzung die Biomassebildung jedoch nur im zweiten Untersuchungsjahr; der Bestand aus *A. elatius* und *H. lanatus*, der von *A. elatius* dominiert wurde, bildete am meisten Biomasse. Dies deutet darauf hin, dass die Biomassebildung und somit der Ertrag von Grünlandsystemen in erster Linie von spezifischen Eigenschaften dominanter Arten (z. B. Wachstumsleistung, Reaktion auf klimatische Faktoren) bestimmt werden und nicht von der Pflanzenartenvielfalt und funktionellen Gruppen von Pflanzen.

Wurzelumsatz und Kohlenstoffeintrag in den Boden durch Wurzelstreu waren positiv mit dem Grasanteil in der Sprossbiomasse korreliert. Diese Beziehung fiel jedoch – über den gesamten Untersuchungszeitraum gerechnet – deutlicher aus als bei ausschließlicher Betrachtung des letzten Untersuchungsjahrs. Da im letzten Untersuchungsjahr der Anteil von *H. lanatus* durch Frosttrocknis stark reduziert wurde und sich *A. elatius* als dominierende Grasart etablierte, ist dies als Hinweis zu deuten, dass der Wurzelumsatz und der dadurch bedingte C-

Eintrag in den Boden in erster Linie durch spezifische Eigenschaften der im Bestand vorkommenden Pflanzenarten beeinflusst werden.

Die **Akkumulation von Kohlenstoff im Boden** (die Differenz aus C-Eintrag durch Wurzelstreu, Exsudation und atmosphärischer Deposition und C-Austrag in Form von CO₂ durch Respiration) war jedoch in den – über den gesamten Untersuchungszeitraum gerechnet – grasdominierten Beständen etwas niedriger als in den von dikotylen Kräutern dominierten Beständen. Eine erhöhte SOM-Zersetzungsrate aufgrund artspezifischer Einflüsse auf die Mikroflora im Boden könnte hierbei eine Rolle spielen. Für eine umfassende Darstellung der Zirkulation von Kohlenstoff im Boden sind daher detaillierte Untersuchungen zur Aktivität der Mikroflora notwendig.

Die **Akkumulation der mineralischen Makronährelemente Kalium, Magnesium und Phosphor in den Wurzeln** war bei den in der ersten Hälfte des Experiments von *H. lanatus* dominierten Beständen geringer als in den übrigen Beständen. Dies deutet darauf hin, dass die interne Zirkulation (Aufnahme aus dem Boden durch Wurzeln, Abgabe in den Boden durch Streu) dieser Nährelemente ebenfalls von Effekten dominanter Arten bestimmt wird.

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit zeigen, dass sich die beobachteten Unterschiede in der Biomassebildung, der Wurzelverteilung, der Nährstoffaufnahmekapazität und den für den Boden relevanten Wurzelfunktionen (Eintrag von Kohlenstoff in den Boden, interne Zirkulation mineralischer Nährelemente im Boden) einzelner Grünlandbestände nicht auf den Einfluss der Pflanzenartenvielfalt zurückführen ließen. Konsistente Zusammenhänge zwischen der Anzahl an Pflanzenarten oder an funktionellen Gruppen in einem Bestand und den verschiedenen untersuchten Parametern konnten nicht nachgewiesen werden. Es waren vielmehr in erster Linie artspezifische Effekte, also morphologische und physiologische Merkmale dominanter Arten, die einen deutlichen Einfluss auf verschiedene Ökosystemfunktionen zeigten. Basis für künftige Untersuchungen zum Einfluss der Pflanzenartenzusammensetzung auf Ökosystemfunktionen sollte deshalb eine gezielte Definition von morphologischen und physiologischen Attributen (z. B. Bau von Wurzelsystemen, Wassernutzungseffizienz, Nährstoffnutzungseffizienz etc.) konkurrenzkräftiger Grünlandarten sein.

6 Summary

The present work was part of the project “Biodiversity and Ecosystem Functioning in Grasslands”, which was supported by the BMBF program “Biodiversity and Global Change, BIOLOG.”

The aim of this work was to investigate the impacts of plant species composition of experimental grassland stands on root characteristics. It focused on root characteristics which are important for nutrient acquisition and nutrient retention in grasslands. Furthermore, the implications of stand composition on root biomass production and nutrient content of roots were investigated for assessment of carbon sequestration and circulation of mineral nutrients in the soil. The investigations comprised three different experimental designs. In the Ecological-Botanical Garden of the University of Bayreuth, experimental grassland stands were established on lysimeter devices in 2001. The grassland stands differed in composition of plant species (from 2 to 8 species) and plant functional types (low grasses: *Holcus lanatus* and *Anthoxanthum odoratum*; high grasses: *Arrhenatherum elatius* and *Alopecurus pratensis*; rosette herbs: *Plantago lanceolata* and *Taraxacum officinale*; stem-leaved herbs: *Geranium pratense* and *Ranunculus acris*). Open field grassland communities differing in plant species composition, formerly investigated in the BIODDEPTH project, were also considered under these aspects. In addition, the eight plant species grown in the lysimeters were established in transparent acrylic tubes in monoculture (“root boxes”). Further nutritional aspects were covered by investigations of arbuscular mycorrhizal infection of the roots and by determination of nitrate uptake.

Morphological root properties of importance for mineral nutrient acquisition and nutrient retention were affected by stand composition, the year of the investigations, the season and soil depths. Root length density, mean root diameter, and specific root length were predominantly determined by specific effects of dominant plant species. No effects of plant species richness and plant functional types could be found. Studies of root dynamics performed in the “root boxes” and in the lysimeter stands via minirhizotrons revealed a later start of root growth in the case of the low grass *H. lanatus* and the stem-leaved herb *G. pratense* compared to the other plant species, especially in deeper soil layers. Hence phenological properties appear to be an important factor for nutrient acquisition and retention in grassland stands.

Arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) infection of root biomass was not affected by stand composition (species richness or plant functional types) in the experimental grassland stands. It was predominantly affected by specific root properties of dominating plant species. The

percentage of root length colonised (RLC) was significantly higher in grassland stands containing *P. lanceolata* than in the other stands. RLC was positively correlated with root length density. This finding hints at implications of morphological root properties on the rate of AMF infection. Furthermore, infection rates of sterilely cultured *H. lanatus* plants newly established in the grassland stands correlated positively with RLC in the experimental grassland stands. The rate of AMF infection was not affected by stand composition in the case of *P. lanceolata*. In all grassland stands containing this species, *P. lanceolata* showed a high RLC of 85 %. Species specific root properties rather than interspecific effects affected the extend of AMF colonisation on experimental grassland stands.

The **nitrogen uptake** of grassland stands (measured as ^{15}N enrichment in shoot biomass two days after application of ^{15}N enriched Calcium nitrate solution in 15 cm, 40 cm, and 60 cm soil depth) was not affected by plant species richness and plant functional types. Grassland stands containing *P. lanceolata* showed higher nitrogen uptake than any other experimental grassland stand. Differences were rather due to specific nitrogen uptake efficiencies. The nitrogen uptake and the competitive ability concerning nitrogen uptake of several plant species seem to be affected by root competition. Obviously, interspecific interactions due to different rooting depths played an important role. E. g., the competitive ability of *H. lanatus* and *G. pratense* with theoretically shallow root systems was extremely low in a soil depth of 60 cm in presence of species with greater rooting depths (*A. elatius*, *P. lanceolata*, and *T. officinale*), while the former two species showed a strong competitive ability in the upper soil layers. To assess the competitive ability concerning the use of nutrient sources in the soil, a classification of plant functional types regarding morphological root properties (e. g. spatial distribution or proportion of fine roots) seems to be suitable rather than the classification based on morphological shoot properties used in the present study.

The **potential nitrogen uptake capacity of roots** (NUC; measured as ^{15}N enrichment in roots after incubation of root-containing soil cores in a ^{15}N containing Calcium nitrate solution) was determined at five different points of time (two days before and after harvest of shoot biomass, at the end and the beginning of the growing season, and after a longer frosty period in winter. With the exception of the beginning of the growing season, NUC was slightly higher in the stand consisting of the two grass species *A. elatius* and *H. lanatus* than in the other grassland stands. This finding hints at higher importance of species-specific properties in concern of performance of NUC. On the contrary, NUC was not affected by season and harvest of shoot biomass. Astonishingly, even despite of frosty periods NUC maintained during winter months.

There was a distinct effect of the investigation time (first or second year), the season and the stand composition on the plant **biomass production**. Production of shoot and root biomass was significantly higher in the first year than in the second year. On the one hand this was due to the extreme reduction of *H. lanatus* through frost damage and as a consequence the change of the species' contribution to biomass production. On the other hand it was a result of the dry and hot summer in 2003. Considering each of the two years on its own, there was an impact of stand composition on biomass production only in the second year. In 2003, biomass production was highest in the stand consisting of the two grass species *A. elatius* and *H. lanatus*, which was clearly dominated by *A. elatius*. This could be an evidence that biomass production and thus the yield of grasslands is predominantly determined by specific properties of dominant plant species (e. g. growth performance or response to climatic factors) and not by plant species richness and plant functional types.

Root turnover and carbon input into the soil through root detritus were positively correlated with the grass contribution to the shoot biomass. This correlation was stronger when it was calculated for the whole investigation period of three years than only for the last year. Since the abundance of *H. lanatus* was extremely reduced by frost damages and *A. elatius* became the dominant species of the grass stand during the second year, the weaker correlation of the last year could be an evidence that root turnover and carbon input through decaying roots are predominantly influenced by specific properties of several plant species.

The **accumulation of carbon in the soil** (calculated as the difference between carbon gains by root detritus, exudation and atmospherical deposition on the one hand and carbon loss through carbon dioxide on the other hand) was – calculated for the whole period of examination – slightly lower in the grassland stands dominated by grass species than in the stands dominated by dicotyledonous herbs. This difference could be due to an increased SOM decomposition rate, caused by species specific influences on soil microflora. Further detailed investigations on the activity of the soil microflora are necessary to obtain a comprehensive description of carbon circulation in the soil.

Grassland stands dominated by *H. lanatus* during the first half of the experiment showed a higher **accumulation of the mineral macronutrients potassium, magnesium, and phosphorus in roots** than the other grassland stands. This result seems to be evident for effects of dominant plant species on internal circulation of mineral nutrients in the soil (uptake from soil by living roots, input into the soil through decaying roots).

The results of the present work show clearly that the observed differences between the experimental grassland stands concerning biomass production, root biomass distribution, nitrogen uptake and root functions relevant for soil processes (carbon input, internal circulation of mineral nutrients) were not affected by plant species richness. Consistent interrelationships between plant species richness and plant functional types and the investigated parameters could not be demonstrated. In the first instance, species specific properties (i. e. morphological and physiological characteristics of dominant species) affected the investigated ecosystem functions. A more tightly focused definition of morphological and physiological attributes (e. g. morphology of root systems, water use efficiency, nutrient use efficiency etc.) on concrete questions should be the basis of future investigations on the influence of stand composition on ecosystem functioning.

7 Literatur

- ABER J.D., MELILLO J.M., NADELHOFFER K.J., MCCLAUGHERTY C.A., PASTOR J. (1985): Fine root turnover in forest ecosystems in relation to quantity and form of nitrogen availability: a comparison of two methods. *Oecologia* 66, 317-321.
- AERTS R., BAKKER C., DE CALUWE H. (1992): Root turnover as determinant of the cycling of C, N, and P in a dry heathland ecosystem. *Biogeochemistry* 15, 175-190.
- ALLEN M.E., SWENSON W., QUEREJETA J.I., EGERTON-WARBURTON L.M., TRESEDER K.K. (2003): Ecology of mycorrhizae: A conceptual framework for complex interaction among plants and fungi. *Annual Review of Phytopathology* 41, 271-303.
- ALLSOPP N. (1998): Effect of defoliation on the arbuscular mycorrhizas of three perennial pasture and rangeland grasses. *Plant and Soil* 202, 117-124.
- ANDERSON L.J., COMAS L.H., LAKSO A.N., EISSENSTAT D.M. (2003): Multiple risk factors in root survivorship: a four-year study in Concord grape. *New Phytologist* 158, 489-501.
- ARRENDONDO J.T., JOHNSON D.A. (1998): Influence of clipping on root architecture and morphology of three range grasses. *Journal of Range Management* 51, 214-220.
- ARRENDONDO J.T., JOHNSON D.A. (1999): Root architecture and biomass allocation of three range grasses in response to nonuniform supply of nutrients and shoot defoliation. *New Phytologist* 143, 373-385.
- BAIS H.P., SANG-WOOK P., TIFFANY L.W., RAGAN M.C., JORGE M.V. (2004): How plants communicate using the underground information superhighway. *Trends in Plant Science* 9, 1360-1385.
- BARBER D.A., GUNN K.B. (1974): The effect of mechanical forces on the exudation of organic substances by the roots of cereal plants grown under sterile conditions. *New Phytologist* 73, 39-45.
- BARBER S.A. (1995): Soil nutrient bioavailability. A mechanistic approach. Second edition. Wiley, New York. 414 S.
- BARLEY K.P. (1965): The effect of localized pressure on the growth of the maize radical. *Australian Journal of Biological Science* 18, 499-503.
- BATES G.H. (1937): A device for the observation of root growth in the soil. *Nature* 139, 966-967.

- BAUHUS J., MESSIER C. (1999): Soil exploitation strategies of fine roots in different tree species of the southern boreal forest of eastern Canada. *Canadian Journal of Forest Research* 29, 260-273.
- BERENDSE F. (1982): Competition between plant populations with different rooting depths. III. Field experiment. *Oecologia* 53, 50-55.
- BEVER J.D., MORTON J.B., ANTONOVICS J., SCHULTZ P.A. (1996): Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular-mycorrhizal fungi in a mown grassland. *Journal of Ecology* 84, 71-82.
- BLAIR B. (2001): Effect of soil nutrient heterogeneity on the symmetry of belowground competition. *Plant Ecology* 156, 199-203.
- BLISS K.M., JONES R.H., MITCHELL R.J., MOU P.P. (2002): Are competitive interactions influenced by spatial nutrient heterogeneity and root foraging behavior? *New Phytologist* 154, 409-417.
- BLOEHM J., DE RUITER P.C., KOOPMAN G., LEBBINK G., BRUSSAARD L. (1992): Microbial numbers and activity in dried and rewetted arable soil under integrated and conventional management. *Soil Biology and Biochemistry* 24, 655-665.
- BLOOM A.J., CALDWELL R.M. (1998): Root excision decreases nutrient absorption and gas fluxes. *Plant Physiology* 87, 794-796.
- BÖHM W. (1974): Mini-rhizotrons for root observations under field conditions. *Zeitschrift für Acker- und Pflanzenbau* 140, 282-287.
- BÖHM W. (1979): Methods of studying root systems. *Ecological Studies* 33. Springer Verlag, Berlin. 188 S.
- BOND W.J. (1993): Keystone species. In: SCHULZE E.-D., MOONEY H.A. (Hrsg.): Biodiversity and ecosystem function. *Ecological Studies* 99. Springer Verlag, Berlin. S. 237-253.
- BRADY D.J., WENZEL C.L., FILLERY I.R.P., GREGORY P.J. (1995): Root growth and nitrate uptake by wheat (*Triticum aestivum* L.) following wetting of dry surface soil. *Journal of Experimental Botany* 46, 557-564.
- BRUNDRETT M.C. (1991): Mycorrhizas in natural ecosystems. *Advances in Ecological Research* 21, 171-313.
- BRUNDRETT M.C. (2002): Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist* 154, 275-304.

- BRUNDRETT M.C., ABBOTT L.K. (1994): Mycorrhizal fungal propagules in the Tawah forest. I. Seasonal studies of inoculum levels. *New Phytologist* 127, 539-546.
- BRUNDRETT M.C., PICHÉ Y., PETERSON R.L. (1984): A new method for observing the morphology of vesicular-arbuscular mycorrhizae. *Canadian Journal of Botany* 62, 2128-2134.
- BULJOVCIC Z. (2000): Auswirkung von Bodentrockenheit und Wiederbewässerung auf das Wachstum und auf die Nährstoffaufnahmefähigkeit von Mais (*Zea mays* L.). Dissertation im Fach Pflanzenernährung der Universität Hohenheim. Verlag Grauer, Stuttgart.
- BULJOVCIC Z., ENGELS C. (2001): Nitrate uptake ability by maize roots during and after drought stress. *Plant and Soil* 229, 125-135.
- BURROWS R.L., PFLEGER F.L. (2002): Arbuscular mycorrhizal fungi respond to increasing plant diversity. *Canadian Journal of Botany* 80, 120-130.
- CAKMAK I., ERENOGLU B., GÜLÜT K.Y., DERICI R., RÖMHELD V. (1998): Light-mediated release of phytosiderophores in wheat and barley under iron or zinc deficiency. *Plant and Soil* 202, 309-315.
- CALDWELL M.M., RICHARDS J.H. (1986): Competing root systems: morphology and models of absorption. In: GIVNISH T.J. (Hrsg.): *On the economy of plant form and function*. Cambridge University press, Cambridge. S. 251-273.
- CANNELL M.G.R., DEWAR R.C., THORNLEY J.H.M. (1992): Carbon flux and storage in European forests. In: TELLER A., MATHY P., JEFFERS J.N.R. (Hrsg.): *Responses of forest ecosystem to environmental changes*. Elsevier, London. S. 256-271.
- CARROW R.N. (1996): Drought resistance aspects of turfgrasses in the southeast: root-shoot responses. *Crop Science* 36, 687-694.
- CAVAGNARO T.R., SMITH F.A., AYLING S.M., SMITH S.E. (2003): Growth and phosphorus nutrition of a *Paris*-type arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 157, 127-134.
- CHAPIN F.S. III, ZAVALA E.S., EVINER V.T., NAYLOR R.L., VITOUSEK P.M., REYNOLDS H.L., HOOPER D.U., LAVOREL S., SALA O.E., HOBIE S.E., MACK M.C., DIAZ S. (2000): Consequences of changing biodiversity. *Nature* 405, 234-242.

- CHRISTIE P., NEWMAN E.I., CAMPBELL R. (1978): The influence of neighbouring plants on each others' endomycorrhizas and root-surface microorganisms. *Soil Biology and Biochemistry* 10, 521-527.
- CLAASSEN N. (1990): Nährstoffaufnahme höherer Pflanzen aus dem Boden: Ergebnis von Verfügbarkeit und Aneignungsvermögen. Severin Verlag, Göttingen. 327 S.
- CLAASSEN N., STEINGROBE B. (1999): Mechanistic simulation models for a better understanding of nutrient uptake from soil. In: RENGEL Z. (Hrsg.): Mineral nutrition of crops. Fundamental mechanisms and implications. Haworth Press, New York. S. 327-367.
- CLARKSON D.T., WARNER A. (1979): Relationship between root temperature and transport of ammonium and nitrate ions by Italian and perennial ryegrass *Lolium multiflorum* and *Lolium perenne*. *Plant Physiology* 64, 557-561.
- COMAS L.H., EISSENSTAT D.M., LAKSO A. (2000): Assessing root death and root system dynamics in a study of grape canopy pruning. *New Phytologist* 147, 171-178.
- COOK B.D., JASTROW J.D., MILLER R.M. (1988): Root and mycorrhizal endophyte development in a chronosequence of restored tallgrass prairie. *New Phytologist* 110, 355-362.
- COOPER H.D., CLARKSON D.T. (1989): Cycling of amino nitrogen and other nutrients between shoots and roots in cereals; a possible mechanism integrating shoot and root in the regulation of nutrient uptake. *Journal of Experimental Botany* 40, 753-762.
- COX G., MORAN K.J., SANDERS F., NOCKLODS C., TINKER P.B. (1980): Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhiza. 3. Polyphosphate granules and phosphorus translocation. *New Phytologist* 84, 649-659.
- CRAINE J.M., TILMAN D., WEDIN D., REICH P., TJOELKER M., KNOPS J. (2002): Functional traits, productivity and effects on nitrogen cycling of 33 grassland species. *Functional Ecology* 16, 563-574.
- CUI M., CALDWELL M. (1996): Facilitation of plant phosphate acquisition by arbuscular mycorrhizas from enriched soil patches. I. Roots and hyphae exploiting the same soil volume. *New Phytologist* 133, 453-460.
- DAHLMAN R.C., KUCERA C.L. (1965): Root productivity and turnover in native prairie. *Ecology* 46, 84-89.
- DAILY G.C. (1997): Nature's services: societal dependence on natural ecosystems. Island Press, Washington D.C. 392 S.

- DALAL R.C. (1977): Soil organic phosphorus. *Advances in Agronomy* 29, 83-117.
- DALENBERG J.W., JAGER G. (1989): Priming effect of some organic additions to ^{14}C -labeled soil. *Soil Biology and Biochemistry* 21, 443-448.
- DEXHEIMER J., GERARD J., AYATTI H., GHANBAJA J. (1996): Etude de l'origine et de la répartition des granules vaculaires dans les hyphes d'une endomycorrhize à vésicules et arbuscules. *Acta Botanica Gallica* 143, 167-180.
- DIAZ S., CABIDO M. (2001): Vive la différence: plant functional diversity matters to ecosystem processes. *Trends in Ecology and Evolution* 16, 646-655.
- DIEMER M., JOSHI J., SCHMID B., KÖRNER C. SPEHN E. (1997): An experimental protocol to assess the effects of plant diversity on ecosystem functioning utilised by a European research network. *Bulletin of the Geobotanical Institute of the ETH Zürich* 63, 95-107.
- DONAGHY D.J., FULKERSON W.J. (1997): The importance of water-soluble carbohydrate reserves on regrowth and root growth of *Lolium perenne* (L.). *Grass and Forage Science* 52, 401-407.
- DOUDS D.D., NAGAHASHI G., ABNEY G.D. (1996): The differential effects of cell wall-associated phenolics, cell walls, and cytosolic phenolics of host and non-host roots on the growth of two species of AM fungi. *New Phytologist* 133, 289-294.
- DOUDS D.D. JR., PFEFFER P.E., SHACHAR-HILL Y. (2000): Carbon partitioning, cost and metabolism of arbuscular mycorrhizas. In: KAPULNIK Y., DOUDS D.D. (Hrsg.): *Arbuscular mycorrhiza: physiology and function*. Kluwer, Dordrecht. S. 107-130.
- EHRlich P.R., WILSON E.O. (1991): Biodiversity studies: Science and policy. *Science* 253, 758-762.
- ELLENBERG H. (JUN.) (1992): Folgen der verbesserten Verfügbarkeit von Stickstoff als Nährstoff für Flora und Fauna in Mitteleuropa. *Habilitationsschrift Universität Hamburg*.
- ENGELS C. (1994): Effect of root and shoot meristem temperature on shoot to root dry-matter partitioning and the internal concentrations of nitrogen and carbohydrates in maize and wheat. *Annals of Botany* 73, 211-219.
- ENGELS C., MOLLENKOPF M., MARSCHNER H. (1994): Effect of drying and rewetting the topsoil on root growth of maize and rape in different soil depths. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 157, 139-144.

- ENGELS C., NEUMANN G., GAHOONIA T., GEORGE E., SCHENK M. (2000): Assessment of the ability of roots for nutrient acquisition. In: SMIT A.L., BENGOUGH A.G., ENGELS C., VAN NOORDWIJK M., PELLERIN S., VAN DE GREIJN S. C. (Hrsg.): Root Research: A handbook of methods. Springer Verlag, Berlin. S. 403-459.
- EOM A.H., HARTNETT D.C., WILSON G.W.T. (2000): Host plant species effects on arbuscular mycorrhizal fungal communities in tallgrass prairie. *Oecologia* 122, 435-444.
- EPSTEIN E., SCHMID W.E., RAINS D.W. (1963): Significance and technique of short-term experiments on solute absorption by plant tissue. *Plant and Cell Physiology* 4, 79-84.
- ESWARAN H., VAN DER BERG E., REICH P. (1993): Organic carbon in soils around the world. *Soil Science Society of America Journal* 57, 192-194.
- EZAWA T., SAITO M., YOSHIADA T. (1995): Comparison of phosphatase localization in the intraradical hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi, *Glomus* spp. and *Gigaspora* spp. *Plant and Soil* 176, 57-63.
- FENG G., SONG Y.C., LI X.L., CHRISTIE P. (2003): Contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to utilization of organic sources of phosphorus by red clover in a calcareous soil. *Applied Soil Ecology* 22, 139-148.
- FERROL N., POZO M.J., ANTELO M., AZCÓN-AGUILAR C. (2002): Arbuscular mycorrhizal symbiosis regulates plasma membrane H⁺-ATPase gene expression in tomato plants. *Journal of Experimental Botany* 53, 1683-1687.
- FILLEUR S., DANIEL-VEDELE F. (1999): Expression analysis of a high-affinity nitrate transporter isolated from *Arabidopsis thaliana* by differential display. *Planta* 207, 461-469.
- FITTER A.H. (2003): Characteristic and functions of root systems. In: WAISEL Y., ESHEL A., KAFKAFI U. (Hrsg): Plant roots – The hidden half. Third Edition. S. 15-32.
- FITTER A.H., STICKLAND T.R., HARVEY M.L., WILSON G.W. (1991): Architectural analysis of plant root systems. 1. Architectural correlates of exploitation efficiency. *New Phytologist* 118, 375-382.
- FRANSSON A.-M., VAN AARLE I.M., OLSSON P.A., TYLER G. (2003): *Plantago lanceolata* L. and *Rumex acetosella* L. differ in their utilisation of soil phosphorus fractions. *Plant and Soil* 248, 285-295.

- FRIESE C.F., ALLEN M.F. (1991): The spread of VA mycorrhizal fungal hyphae in the soil: inoculum types and external hyphal architecture. *Mycologia* 83, 409-418.
- FÜSSEL, U, REUTER, A, GEBAUER, G., ENGELS, C. (in Vorbereitung a): Influence of season and stand composition on nitrogen uptake in experimental grassland communities.
- FÜSSEL, U., REUTER, A., THOMAS, K., ENGELS, C. (in Vorbereitung b): Infection of roots with arbuscular mycorrhizal fungi in experimental grassland communities differing in species composition.
- GAHOONIA T., NIELSEN N. (1998): Direct evidence on participation of root hairs in phosphorus (^{32}P) uptake from soil. *Plant and Soil* 198, 147-152.
- GALE, M.R., GRIGAL, D.F. (1987): Vertical root distributions of northern tree species in relation to successional status. *Canadian Journal of Forest Research* 17, 829-834.
- GANGE A.C., BROWN V.K. (2002): Actions and interactions of soil invertebrates and arbuscular mycorrhizal fungi in affecting the structure of plant communities. In: VAN DER HEIJDEN M.G.A. & SANDERS I.R. (Hrsg.): *Mycorrhizal Ecology*. Ecological Studies 157. Springer Verlag, Berlin. S. 321-344.
- GASTINE A., SCHERER-LORENZEN M., LEADLEY P.W. (2003): No consistent effects of plant diversity on root biomass, soil biota and soil abiotic conditions in temperate grassland communities. *Applied Soil Ecology* 24, 101-111.
- GEBAUER G. (2000): The use of stable isotopes to study the fate of nitrogen inputs to forest ecosystem. In: MARTINS-LOUÇÃO M.A. & LIPS S.H. (Hrsg.): *From cell to the plant*. Backhuys Publishers, Leiden. S. 317-327.
- GENNEY D.R., HARTLEY S.H., ALEXANDER I.J. (2001): Arbuscular mycorrhizal colonization increases with host density in a heathland community. *New Phytologist* 152, 355-363.
- GERICKE S., KURMIES B. (1952): Die kolorimetrische Phosphorsäurebestimmung mit Ammonium-Vanadat-Molybdat und ihre Anwendung in der Pflanzenanalyse. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 59, 235-247.
- GERKE J., RÖMER W., BEIBNER L. (2000): The quantitative effect of chemical phosphate mobilization by carboxylate anions on P uptake by a single root. II. The importance of soil and plant parameters for uptake of mobilized P. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 163, 213-219.

- GIJSMAN A.J., FLORIS J., VAN NOORDWIJK M., BROUWER M. (1991): An inflatable minirhizotron system for root observations with improved soil/tube contact. *Plant and Soil* 134, 261-270.
- GILL R.A. (1998): Biotic controls over the depth distribution of soil organic matter. PhD Thesis, Colorado State University, Fort Collins, USA.
- GILL R.A., JACKSON R.B. (2000): Global pattern of root turnover for terrestrial ecosystems. *New Phytologist* 147, 13-31.
- GIOVANNETTI M., AVIO L., SBRANA C., CITERESI A.S. (1993): Factors affecting appressorium development in vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* (Nicol & Gerd). *New Phytologist* 123, 114-122.
- GIOVANNETTI M., SBRANA C., CITERNESI S.A., AVIO L. (1996): Analysis factors involved in fungal recognition to host-derived signals by arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 133, 65-72.
- GISI U., SCHENKER R., SCHULIN R., STADELMANN F.X., STICHER H. (1990): *Bodenökologie*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart. 287 S.
- GLASS A.D.M., SIDDIQI M.Y. (1995): Nitrogen absorption by plant roots. In: SRIVASTAVA H.S., SINGH R.P.: *Nitrogen nutrition of higher plants*. Associated Publishing Co, New Delhi. S. 21-56.
- GRAHAM J.H. (2000): Assessing costs of arbuscular mycorrhizal symbiosis in agroecosystems. In: PODILA G.K., DOUDS D.D. JR. (Hrsg.): *Current Advance in Mycorrhiza Research*. APS Press, St. Paul. S. 127-140.
- GREENWOOD D.J., GERWITZ A., STONE D.A., BARNES A. (1982): Root development of vegetable crops. *Plant and Soil* 68, 75-96.
- GRIES D., KLATT S., RUNGE M. (1998): Copper-deficiency-induced phytosiderophore release in the calcicole grass *Hordelymus europaeus*. *New Phytologist* 140, 95-101.
- GRIME J.P., CRICK J.C., RINCON J.E. (1986): The ecological significance of plasticity. In: JENNINGS D.H., TREWAVAS A. (Hrsg.): *Plasticity in plants*. Cambridge University Press, Cambridge, UK. S. 7-29.
- GUSTAFSON D.J., CASPER B.B. (2004): Nutrient addition affects AM fungal performance and expression of plant/fungal feedback in three serpentine grasses. *Plant and Soil* 259, 9-17.

- HARRISON M.J., VAN BUUREN M.L. (1995): A phosphate transporter from mycorrhizal fungus *Glomus versiforme*. *Nature* 378, 625-629.
- HART M.M., KLIRONOMOS J.N. (2002): Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and ecosystem functioning. In: VAN DER HEIJDEN M.G.A., SANDERS I.R. (Hrsg.): *Mycorrhizal Ecology*. Ecological Studies 157. Springer Verlag, Berlin. S. 225-239.
- HART M.M., READER R.J. (2002): Taxonomic basis for variation in the colonization strategy of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 153, 335-344.
- HAYMAN D.S., TAVARES M. (1985): Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. XV. Influence of soil pH on the symbiotic efficiency of different endophytes. *New Phytologist* 100, 367-377.
- HECTOR A., SCHMID B., BEIERKUHNLEIN C., CALDEIRA M.C., DIEMER M., DIMITRAKOPOULOS P.G., FINN J.A., FREITAS H., GILLER P.S., GOOD J., HARRIS R., HÖGBERG P., HUSS-DANELL K., JOSHI J., JUMPPONEN A., KÖRNER C., LEADLEY P.W., LOREAU M., MINNS A., MULDER C.P.H., O'DONOVAN G., OTWAY S.J., PEREIRA J. S., PRINZ A., READ D.J., SCHERER-LORENZEN M., SCHULZE E.-D., SIAMANTZIOURAS A.-S.D., SPEHN E.M., TERRY A.C., TROUMBIS A.Y., WOODWARD F.I., YACHI S., LAWTON J.H. (1999): Plant diversity and productivity – Experiments in European Grasslands. *Science* 286, 1123-1127.
- HECTOR A., BEALE A.J., MINNS A., OTWAY S.J., LAWTON J.H. (2000): Consequences of the reduction of plant diversity for litter decomposition: effects through litter quality and microenvironment. *Oikos* 90, 357-371.
- HEINEMEYER A., FITTER, A.H. (2004): Impact of temperature on the arbuscular mycorrhizal (AM) symbiosis: growth responses of the host plant and its AM fungal partner. *Journal of Experimental Botany* 55, 525-534.
- HEINEMEYER A., RIDGWAY K.P., EDWARDS E.J., BENHAM D.G., YOUNG J.P.W., FITTER A.H. (2003): Impact of soil warming and shading on colonization and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of a native grassland community. *Global Change Biology* 10, 52-64.
- HENDRICK R.L., PREGITZER K.S. (1993): The dynamics of fine root length, biomass, and nitrogen content in two northern hardwood ecosystems. *Canadian Journal of Forest Research* 23, 2507-2520.

- HENDRIKS L., CLAASSEN N., JUNGK A. (1981): Phosphatverarmung des wurzelnahen Bodens und Phosphataufnahme von Mais und Raps. Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde 144, 486-499.
- HODGE A. (2003): Plant nitrogen capture from organic matter as affected by spatial dispersion, interspecific competition and mycorrhizal colonization. New Phytologist 157, 303-314.
- HODGE A. (2004): The plastic plant: root responses to heterogeneous supplies of nutrients. New Phytologist 162, 9-24.
- HOFFMANN C., JUNGK A. (1995): Growth and phosphorus supply of sugar beet as affected by soil compaction and water tension. Plant and Soil 176, 15-25.
- HOOKE J.E., HENDRICK R., ATKINSON D. (2000): The measurement and analysis of fine root longevity. In: SMIT A.L., BENGOUGH A.G., ENGELS C., VAN NOORDWIJK M., PELLERIN S., VAN DE GREIJN S.C. (Hrsg.): Root methods: a handbook. Springer Verlag, Berlin. S. 273-304.
- HORLACHER D. (1991): Einfluss organischer und mineralischer N-Dünger auf Sporenwachstum und Nitratauswaschung bei Silomais sowie Quantifizierung der Ammoniakverluste nach Ausbringung von Flüssigmist. Dissertation an der Universität Hohenheim.
- HUANG B. (1999): Water relations and root activities of *Buchloe dactyloides* and *Zoysia japonica* in response to localized soil drying. Plant and Soil 208, 179-186.
- HUANG B., FRY J.D. (1998): Root anatomical, physiological and morphological responses to drought stress for tall fescue cultivars. Crop Science 38, 1017-1022.
- HUTCHINGS M.J., DE KROON H. (1994): Foraging in plants: the role of morphological plasticity in resource acquisition. Advances in Ecological Research 25, 159-238.
- HÜTSCH B.W., AUGUSTIN J., MERBACH W. (2002): Plant rhizodeposition – an important source of carbon turnover in soils. Journal of Plant Nutrition and Soil Science 165, 397-407.
- JABARI-HARE S.H., THERIEN J., CHAREST P.M. (1990): High resolution cytochemical study of vesicular-arbuscular mycorrhizal association, *Glomus clarum*-*Allium porrum*. New Phytologist 114, 481-496.

- JACKSON R.B., CANADELL J., EHLENGER J.R., MOONEY H.A., SALA O.E., SCHULZE E.-D. (1996): A global analysis of root distributions for terrestrial biomes. *Oecologia* 108, 389-411.
- JACKSON R.B., MOONEY H.A., SCHULZE E.-D. (1997): A global budget for fine root biomass, surface area, and nutrient contents. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* 94, 7362-7366.
- JAKOBSEN I. (1999): Transport of phosphorus and carbon in arbuscular mycorrhizas. In: VARMA A., HOCK B. (Hrsg.): *Mycorrhiza: structure, function, molecular biology and biotechnology*. Springer Verlag Berlin, 305-332.
- JAKOBSEN I., ROSENDAHL L. (1990): Carbon flow into soil and external hyphae from roots of mycorrhizal cucumber plants. *New Phytologist* 115, 77-83.
- JAKOBSEN I., SMITH S.E., SMITH F.A. (2002): Function and diversity of arbuscular mycorrhizae in carbon and mineral nutrition. In: VAN DER HEIJDEN M.G.A. & SANDERS I.R. (Hrsg.): *Mycorrhizal Ecology*. Ecological Studies 157. Springer Verlag Berlin. S. 75-92.
- JANSA J., MOZAFAR A., FROSSARD E. (2003): Long-distance transport of P and Zn through the hyphae of an arbuscular mycorrhizal fungus in symbiosis with maize. *Agronomie* 23, 481-488.
- JANZEN H.H., ENTZ T., ELLERT B.H. (2002): Correcting mathematically for soil adhering to root samples. *Soil Biology and Biochemistry* 34, 1965-1968.
- JARVIS S.C., MCDUFF J.H. (1989): Nitrate nutrition of grasses from steady-state supplies in flowing solution culture following nitrate deprivation and/or defoliation. *Journal of Experimental Botany* 40, 965-975.
- JASTROW J.D., MILLER R.M. (1993): Neighbor influences on root morphology and mycorrhizal fungus colonization in tallgrass prairie plants. *Ecology* 74, 561-569.
- JAYACHANDRAN K., SCHWAB A.P., HETRICK B.A.D (1992): Mineralisation of organic phosphorus by VAM fungi. *Soil Biology and Biochemistry* 24, 897-903.
- JOHNSON D., LEAKE J.R., READ D.J. (2001): Novel ingrowth-core system enables functional studies of grassland mycorrhizal mycelial networks. *New Phytologist* 152, 555-562.
- JOHNSON L.C., MATCHETT J.R. (2001): Fire and grazing regulate belowground processes in tallgrass prairie. *Ecology* 82, 3377-3389.

- JONER E.J., VAN AARLE I.M., VOSATKA M. (2000): Phosphatase activity of extra-radical arbuscular mycorrhizal hyphae: A review. *Plant and Soil* 226, 199-210.
- JONES C.G., LAWTON J.H., SHACHAK M. (1994): Organisms as ecosystem engineers. *Oikos* 69, 376-386.
- JONES D.L. (1998): Organic acids in the rhizosphere – a critical review. *Plant and Soil* 205, 25-44.
- JONES D.L., DENNIS P.G., OWEN A.G., VAN HEES P.A.W. (2003): Organic acid behavior in soils – misconceptions and knowledge gaps. *Plant and Soil* 248, 31-41.
- JUNGK, A.O. (2003): Dynamics of nutrient movement at the soil-root interface. In: WAISEL Y., ESHEL A., KAFKAFI U. (Hrsg): *Plant roots – The hidden half*. Third Edition. S. 587-616.
- KAGE H. (1997): Is low rooting density of faba beans a cause of high residual nitrate content of soil at harvest? *Plant and Soil* 190, 47-60.
- KLEPPER B. (1991): Crop root system response to irrigation. *Irrigation Science* 12, 105-108.
- KLIRONOMOS J.N. (2000): Host-specificity and functional diversity among arbuscular mycorrhizal fungi. In: BELL C.R., BRYLINSKY M., JOHNSON-GREEN P. (Hrsg.): *Microbial bio-systems: new frontiers*. Proceeding of the 8th international symposium on microbial ecology. Society for Microbial Ecology, Halifax, Canada. S. 845-851.
- KLIRONOMOS J.N., KENDRICK W.B. (1996): Palatability of microfungi to soil arthropods in relation to the functioning of arbuscular mycorrhizae. *Biology and Fertility of Soils* 21, 43-52.
- KLIRONOMOS J.N., MOUTOGLIS P., KENDRICK B., WIDDEN P. (1993): A comparison of spatial heterogeneity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in two maple-forest soils. *Canadian Journal of Botany* 71, 1472-1480.
- KNOPS J.M.H., WEDIN D., TILMAN D. (2001): Biodiversity and decomposition in experimental grassland ecosystems. *Oecologia* 126, 429-433.
- KOIDE R.T. (1991): Nutrient supply, nutrient demand and plant response to mycorrhizal infection. *New Phytologist* 117, 365-386.
- KÖRNER C. (1993): Scaling from species to vegetation: the usefulness of functional groups. In: SCHULZE E.-D., MOONEY H.A. (Hrsg.): *Biodiversity and ecosystem function*. Ecological Studies 99. Springer Verlag, Berlin. S. 117-140.

- KOSSMANN G. (2005): Plant functional traits and ecosystem functions in experimental grassland stands. Dissertation an der Fakultät für Biologie, Chemie und Geowissenschaften der Universität Bayreuth.
- KRAPP A., FRAISIER V., SCHEIBLE W.R., QUESEDA A., GOJON A., STITT M., CABOCHE M., DANIEL-VEDELE F. (1998): Expression studies of Nrt2:1Np, a putative high-affinity nitrate transporter: evidence for its role in nitrate uptake. *The Plant Journal* 14, 723-731.
- KRISTENSEN H.L., THORUP-KRISTENSEN K. (2004): Root growth and nitrate uptake of three different catch crops in deep soil layers. *Soil Science Society of America Journal* 68, 529-537.
- KUTSCHERA L., LICHTENEGGER E. (1992): Wurzelatlas mitteleuropäischer Grünlandpflanzen. Band 1 und 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
- KUZYAKOV Y. (2002): Factors affecting rhizosphere priming effects. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 165, 382-396.
- KUZYAKOV Y., BIRIUKOVA O., TURYABAHKA F., STAHR K. (2001): Electrostatic method to separate roots from soil. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 164, 541-545.
- LANGLEY J.A., HUNGATE B.A. (2003): Mycorrhizal controls on belowground litter quality. *Ecology* 84, 2302-2312.
- LAUENROTH W.K. (2000): Methods of estimating belowground net primary production. In: SALA O.E., JACKSON R.B., MOONEY H., HOWARTH R.W. (Hrsg.): *Methods in ecosystem science*. Springer Verlag, Berlin. S. 58-71.
- LAUENROTH W.K., GILL R. (2003): Turnover of root systems. In: DE KROON H., VISSER E.J.W. (Hrsg.): *Root Ecology*. Ecological Studies 168. Springer Verlag, Berlin. S. 61-89.
- LAWTON J.H. (1994): What do species do in ecosystems? *Oikos* 71, 367-374.
- LEVAN M.A., YCAS J.W., HUMMEL J.W., TAYLOR H.M. (1987): Light leak effects on near-surface soybean rooting observed with minirhizotrons. Minirhizotron observation tubes: Methods and applications for measuring rhizosphere dynamics. *ASA Spec. Publ.* 50, 89-98.
- LEVANG-BRIZ N., BIODINI M.E. (2002): Growth rate, root development and nutrient uptake of 55 plant species from the Great Plains grasslands, USA. *Plant Ecology* 165, 117-144.

- LI X.L., GEORGE E., MARSCHNER H. (1991): Extension of the phosphorus depletion zone in VA mycorrhizal white clover in a calcareous soil. *Plant and Soil* 136, 41-48.
- LOREAU M. (2000): Biodiversity and ecosystem functioning: recent theoretical developments. *Oikos* 91, 3-17.
- LUKAC M., GODBOLD D.L. (2001): A modification of the ingrowth-core method to determine root production in fast growing tree species. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 164, 613-614.
- LUTGEN E.R., MUIR-CLAIRMONT D., GRAHAM J., RILLIG M.C. (2003): Seasonality of arbuscular mycorrhizal hyphae and glomalin in a western Montana grassland. *Plant and Soil* 257, 71-83.
- MA J.F., NOMOTO K. (1996): Effective regulation of iron acquisition in graminaceous plants. The role of mugineic acids as phytosiderophores. *Physiologia Plantarum* 97, 609-617.
- MACKIE-DAWSON L.A. (1999): Nitrogen uptake and root morphological responses of defoliated *Lolium perenne* (L.) to a heterogeneous nitrogen supply. *Plant and Soil* 209, 111-118.
- MARRIOTT C.A., BOLTON G.R., BARTHRAM G.T., FISHER J.M., HOOD K. (2002): Early changes in species composition of upland sown grassland under extensive grazing management. *Applied Vegetation Science* 5, 87-98.
- MARSCHNER H. (1993): Nutrient dynamics at the soil-root interface. In: READ D.J., LEWIS D.H., FITTER A.H., ALEXANDER I.J. (Hrsg.): *Mycorrhiza in ecosystems*. CAB International, Wallingford, UK. S. 3-12.
- MARSCHNER H. (1995): *Mineral nutrition of higher plants*. Second Edition. Academic Press, London. 889 S.
- MARSCHNER H., DELL B. (1994): Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil* 159, 89-102.
- MARSCHNER H., KIRKBY E.A., ENGELS C. (1997): Importance of cycling and recycling of mineral nutrients within plants for growth and development. *Botanica Acta* 110, 265-273.
- MARTIN R.C., EAGELSHAM R.J., VOLDENG H.D., SMITH S.L. (1995): Factors affecting nitrogen benefit from soybean (*Glycine max* (L.) Merr. CV Lee) to interplanted corn (*Zea mays* L. CV Co-op S259). *Environmental and Experimental Botany* 35, 497-505.

- MATT P., GEIGER M., WALCH-LIU P., ENGELS C., KRAPP A., STITT M. (2001): The immediate cause of the diurnal changes of nitrogen metabolism in leaves of nitrate-replete tobacco: a major imbalance between the rate of nitrate reduction and the rates of nitrate uptake and ammonium metabolism during the first part of the light period. *Plant, Cell and Environment* 24, 177-190.
- MESSIER C., PLUTTONEN P. (1993): Coniferous and non-coniferous fineroot and rhizome production in Scots pine stands using the ingrowth bag method. *Silva Fennica* 27, 209-217.
- MILCHUNAS D.G., LAUENROTH W.K. (2001): Belowground primary production by carbon isotope decay and long-term root biomass dynamics. *Ecosystems* 4, 139-150.
- MILLER S.P., BEVER J.D. (1999): Distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in stands of the wetland grass *Panicum hemitomon* along a wide hydrologic gradient. *Oecologia* 119, 586-592.
- MONTAGU K.D., CONROY J.P., ATWELL, B.J. (2001): The position of localized soil compaction determines root and subsequent shoot growth responses. *Journal of Experimental Botany* 52, 2127-2133.
- MUNSON R.D. (1998): Principles of plant analysis. In: KALRA Y.P. (Hrsg.): Handbook of reference methods for plant analysis. CRC Press, USA. S. 1-24.
- MURPHY J. & RILEY J.P. (1962): A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta* 26, 31-36.
- MUTHUKUMAR, T., UDAIYAN, K., SHANMUGHAVAL, P. (2004): Mycorrhiza in sedges – an overview. *Mycorrhiza* 14, 65-77.
- NAEEM S., THOMPSON L.J., LAWLER S.P., LAWTON J.H., WOODFIN R.M. (1994): Declining biodiversity can alter the performance of ecosystems. *Nature* 368, 734-737.
- NAVONE R. (1964): Proposed method for nitrate in potable waters. *Journal of the American Water Works Association* 56, 781-783.
- NEBHÖVER, C. (2005): The role of plant functional diversity for ecosystem functioning in Central-European grasslands – A conceptual framework and evidence from a long-term experiment. Dissertation an der Fakultät für Biologie, Chemie und Geowissenschaften der Universität Bayreuth. 278 S.

- NEUKIRCHEN D., HIMKEN M., LAMMEL J., CZYPIONKA-KRAUSE U., OLFS H.-W. (1999): Spatial and temporal distribution of the root system and root nutrient content of an established *Miscanthus* crop. *European Journal of Agronomy* 11, 301-309.
- NEUMANN G., RÖMHELD V. (1999): Root excretion of carboxylic acids and protons in phosphorus-deficient plants. *Plant and Soil* 211, 121-130.
- NEWMAN, E.I. (1966): A method for estimating the total length of roots in a sample. *Journal of Applied Ecology* 3, 139-145.
- NEWMAN E.I., HEAP A.J., LAWLEY R.A. (1981): Abundance of mycorrhizas and root-surface micro-organisms of *Plantago lanceolata* in relation to soil and vegetation: a multivariate approach. *New Phytologist* 89, 95-108.
- NORTH G.P., NOBEL P.S. (1997): Root-soil contact for the desert succulent *Agave deserti* in wet and drying soil. *New Phytologist* 135, 21-29.
- NYE P.H., TINKER P.B. (1977): Solute movement in the soil-root system. Blackwell Press, Oxford. 342 S.
- OBERDORFER E. (1994): Pflanzensoziologische Exkursionsflora. 7., überarbeitete und ergänzte Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart. 1050 S.
- ODUM E.P. (1993): Ideas in ecology for the 1990's. *BioScience* 42, 542-545.
- OEHL F., SIEVERDING E., MÄDER P., DUBOIS D., INEICHEN K., BOLLER T., WIEMKEN A. (2004): Impact of long-term conventional and organic farming on the biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia* 138, 574-583.
- OLIVEIRA M.R.G., VAN NOORDWIJK M., GAZE S.R., BROUWER G., BONA S., MOSCA G., HAIRIAH, K. (2000): Auger sampling, ingrowth cores and pinboard methods. In: SMIT A.L., BENGOUGH A.G., ENGELS C., VAN NOORDWIJK M., PELLERIN S., VAN DE GREIJN S.C. (Hrsg.): Root methods: a handbook. Springer Verlag, Berlin. S. 175-210.
- OLSSON P.A., THINGSTRUP I., JAKOBSEN I., BÅÅTH F. (1999): Estimation of the biomass of arbuscular mycorrhizal fungi in a linseed field. *Soil Biology and Biochemistry* 31, 1879-1887.
- OPITZ VON BOBERFELD W. (1994): Grünlandlehre. Biologische und ökologische Grundlagen. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart. 336 S.

- PARRY M. (2000): Assessment of potential effects and adaptations for climate change in Europe. The Europe ACACIA Report. Jackson Environment Institute, University of East Anglia, Norwich, UK. 320 S.
- PARTON W.J., SCURLOCK J.M.O., OJIMA D.S., SCHIMEL D.S., HALL D.O. (1995): Impact of climate change on grassland production and soil carbon worldwide. *Global Change Biology* 1, 13-23.
- PATERSON E. (2003): Importance of rhizodeposition in the coupling of plant and microbial productivity. *European Journal of Soil Science* 54, 741-750.
- PATERSON E., SIM A. (1999): Rhizodeposition and C-partitioning of *Lolium perenne* in axenic culture affected by nitrogen supply and defoliation. *Plant and Soil* 216, 155-164.
- PEARSON J.N., JAKOBSEN I. (1993): Symbiotic exchange of carbon and phosphorus between cucumber and three arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 124, 481-488.
- PEDERSON G.A., BRINK G.E., FAIRBROTHER T.E. (2002): Nutrient uptake in plant parts of sixteen forages fertilized with poultry litter: nitrogen, phosphorus, potassium, copper, and zinc. *Agronomy Journal* 94, 895-904.
- PELLERIN S., PÁGES L. (1994): Evaluation of parameters describing the root system architecture of field-grown maize plants (*Zea mays* L.). 1. Elongation of seminal and nodal roots and extension of their branched zone. *Plant and Soil* 164, 155-167.
- PELTZER D.A., WILSON S.D. (2001): Variation in plant responses to neighbors at local and regional scales. *The American Naturalist* 157, 610-625.
- PHILLIPS J.M., HAYMAN D.S. (1970): Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55, 158-160.
- PICARD D. (1979): Evaluation of the organic matter supplied to the soil by the decay of the roots of an intensively managed *Panicum maximum* sward. *Plant and Soil* 51, 491-501.
- PLENCHETTE C., FORTIN J.A., FURLAN V. (1983): Growth response of several plant species to mycorrhizae in soil of moderate P-fertility. I. Mycorrhizal dependency under field conditions. *Plant and Soil* 70, 199-209.
- PREGITZER K., ZAK D., CURTIS P., KUBISKE M., TEERI J., VOGEL C. (1995): Atmospheric CO₂, soil nitrogen and turnover of fine roots. *New Phytologist* 129, 579-585.

- PUCHETA E., BONAMICI I., CABIDO M., DÍAZ S. (2004): Below-ground biomass and productivity of a grazed site and a neighbouring ungrazed enclosure in a grassland in central Argentina. *Austral Ecology* 29, 201-208.
- RAICH J.W., NADELHOFFER K.J. (1989): Belowground carbon allocation in forest ecosystems – global trends. *Ecology* 70, 1346-1354.
- RASMUSSEN N., LLOYD D.C., RATCLIFFE G., HANSEN P.E., JAKOBSEN I. (2000): ^{31}P NMR for study of P metabolism and translocation in arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 226, 245-253.
- RAWNSLEY R.P., DONAGHY D.J., FULKERSON W.J., LANE P.A. (2002): Changes in the physiology and feed quality of cocksfoot (*Dactylis glomerata* L.) during regrowth. *Grass and Forage Science* 57, 203-211.
- READ D.J., BIRCH C.P.D. (1988): The effects and implications of disturbance of mycorrhizal mycelial systems. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh B* 94, 13-24.
- REINHARDT D.R., MILLER R.M. (1990): Size classes of root diameter and mycorrhizal fungal colonization in two temperate grassland communities. *New Phytologist* 116, 129-136.
- RENKER C., HEINRICHS J., KALDORF M., BUSCOT F. (2003): Combining nested PCR and restriction digest of the internal transcribed spacer region to characterize arbuscular mycorrhizal fungi on roots from the field. *Mycorrhiza* 13, 191-198.
- RICHARDS J.H., CALDWELL M.M. (1985): Soluble carbohydrates, concurrent photosynthesis and efficiency in regrowth following defoliation: a field study with *Agropyron* species. *Journal of Applied Ecology* 22, 907-920.
- RILLIG M.C., WRIGHT S.F., NICHOLS K.A., SCHMIDT W.F. (2001): Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. *Plant and Soil* 233, 167-177.
- RILLIG M.C., WRIGHT S.F., EVINER V.T. (2002): The role of arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin in soil aggregation: comparing effects of five plant species. *Plant and Soil* 238, 325-333.
- ROBINSON D. (1994): The responses of plants to non-uniform supplies of nutrients. *New Phytologist* 127, 635-674.
- ROSOLEM C.A., FOLONI J.S.S., TIRITAN C.S. (2002): Root growth and nutrient accumulation in cover crops as affected by soil compaction. *Soil and Tillage Research* 65, 109-115.

- ROSSATO L., LAINE P., OURRY A. (2001): Nitrogen storage and remobilization in *Brassica napus* L. during the growth cycle: nitrogen influxes within the plant and changes in soluble protein patterns. *Journal of Experimental Botany* 52, 1655-1663.
- RYSER P. (1996): The importance of tissue density for growth and life span of leaves and roots: a comparison of five ecologically contrasting species. *Functional Ecology* 10, 717-723.
- SALA O.E., CHAPIN F.S. III, ARMESTO J.J., BERLOW E., BLOOMFIELD J., DIRZO R., HUBER-SANWALD E., HUENNEKE L.F., JACKSON R.B., KINZIG A., LEEMANS R., LODGE D.M., MOONEY H.A. OESTERHELD, M., POFF N.L., SYKES M.T., WALKER B.H., WALKER M., WALL D.A. (2000): Global biodiversity scenarios for the year 2100. *Science* 287, 1770-1774.
- SAMTSEVICH S.A (1965): Active excretions of plant roots and their significance. *Soviet Plant Physiology* 12, 837-846.
- SAQIB M., AKHTAR J., QURESHI R.H. (2004): Pot study on wheat growth in saline and water-logged compacted soil. II. Root growth and leaf ionic relations. *Soil and Tillage Research* 77, 179-187.
- SCHACHTSCHABEL P., BLUME H.-P., BRÜMMER G., HARTGE K.H., SCHWERTMANN U. (1998): Scheffer/Schachtschabel: Lehrbuch der Bodenkunde. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart. S. 270 ff.
- SCHATMAN D.P., SCHROEDER J.I. (1994): Structure and transport mechanism of a high-affinity potassium uptake transporter from higher plants. *Nature* 370, 655-658.
- SCHERER-LORENZEN M. (1999): Effects of plant diversity on ecosystem processes in experimental grassland experiments. Dissertation am Lehrstuhl für Pflanzenökologie der Universität Bayreuth. Bayreuther Forum Ökologie 75. 195 S.
- SCHERER-LORENZEN M., PALMBORG C., PRINZ A., SCHULZE E.-D. (2003): The role of plant diversity and composition for nitrate leaching in grasslands. *Ecology* 84, 1539-1552.
- SCHILLING S. (2000): Pflanzenernährung und Düngung. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart. 464 S.
- SCHLAPFER B., RYSER P. (1996): Leaf and root turnover of three ecologically contrasting grass species in relation to their performance along a productivity gradient. *Oikos* 75, 398-406.

- SCHLESINGER W.H. (1991): Biogeochemistry, an analysis of Global Change. Academic Press, San Diego. 443 S.
- SCHMIDT W. (2003): Iron solutions: acquisition strategies and signalling pathways in plants. Trends in Plant Science 8, 188-193.
- SCHÜLLER H. (1969): Die CAL-Methode, eine neue Methode zur Bestimmung des pflanzenverfügbaren Phosphats in Böden. Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde 123, 48-63.
- SCHULZE E.-D., GERSTBERGER P. (1993): Functional aspects of landscape diversity: A Bavarian example. Ecological Studies 99, 453-466.
- SCHULZE E.-D., MOONEY H.A. (1993): Biodiversity and ecosystem function. Springer Verlag, Berlin. 525 S.
- SCHULZE E.-D., BECK E., MÜLLER-HOHENSTEIN K. (2002): Pflanzenökologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg. 846 S.
- SEIFFERT S., KASELOWSKY J., JUNGK A., CLAASSEN N. (1995): Observed and calculated potassium uptake by maize as affected by soil water content and bulk density. Agronomy Journal 87, 1070-1077.
- SHARMA A.K., JOHRI B.N., GIANINAZZI S. (1992): Vesicular-arbuscular mycorrhizae in relation to plant disease. World Journal of Microbiology and Biotechnology 8, 559-563.
- SHARP R.E., SILK W.K., HSIAO T.C. (1988): Growth of the maize primary root at low water potentials. I. Spatial distribution of expansive growth. Plant Physiology 87, 50-70.
- SIMS P.L., SINGH J.S. (1978): The structure and function of ten western North American grasslands. III. Net primary production, turnover and efficiencies of energy capture and water use. Journal of Ecology 66, 573-597.
- SKINNER R.H., MORGAN, J.A., HANSON J.D. (1999): Carbon and nitrogen reserve remobilization following defoliation: nitrogen and elevated CO₂ effects. Crop Science 39, 1749-1756.
- ŠMILAUEROVÁ M., ŠMILAUER P. (2002): Morphological responses of plant roots to heterogeneity of soil resources. New Phytologist 154, 703-715.
- SMIT A.L., GEORGE E., GROENWOLD J. (2000): Plant observations and measurements at (transparent) interfaces with soil. In: SMIT A.L., BENGOUGH A.G., ENGELS C., VAN

- NOORDWIJK M., PELLERIN S., VAN DE GREIJN S. C. (Hrsg.): Root methods: a handbook. Springer Verlag, Berlin. S. 175-210.
- SMITH F.A., SMITH S.E (1997): Structural diversity in (vesicular)-arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytologist* 137, 373-388.
- SMITH S.E., BARKER S.J (2002): Plant phosphate transporter genes help harness the nutritional benefits of arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Trends in Plant Science* 7, 189-190.
- SMITH S.E., SMITH F.A., JAKOBSEN I. (2003): Mycorrhizal fungi can dominate phosphate supply to plants irrespective of growth response. *Plant Physiology* 133, 16-20.
- SMITH S.E., READ D.J (1997): *Mycorrhizal Symbiosis*. 2nd edition. Academic Press, London. 605 S.
- SMITH T.M., SHUGART H.H., WOODWARD F.I. (1997): Plant functional types: their relevance to ecosystem properties and global change. Cambridge University Press, Cambridge. 392 S.
- SON C.L., SMITH S.E. (1988): Mycorrhizal growth responses: interactions between photon irradiance and phosphorus nutrition. *New Phytologist* 108, 305-314.
- SPEIDEL B., WEIß A. (1974): Untersuchungen zur Wurzelaktivität unter einer Goldhaferwiese. *Angewandte Botanik* 48, 137-154.
- STADDON P.L., THOMPSON K., JAKOBSEN I., GRIME J.P., ASKEW A.P., FITTER A.H. (2003): Mycorrhizal fungal abundance is effected by long-term climatic manipulations in the field. *Global Change Biology* 9, 186-194.
- STASOVSKI E., PETERSON C.A. (1991): The effects of drought and subsequent rehydration on the structure and vitality of *Zea mays* seedling roots. *Canadian Journal of Botany* 69, 1170-1178.
- STASOVSKI E., PETERSON C.A. (1993): The effects of drought and subsequent rehydration on the structure and vitality and permeability of *Allium cepa* adventitious roots. *Canadian Journal of Botany* 71, 700-707.
- STEINGROBE B., SCHMID H., CLAASSEN N. (2000): The use of the ingrowth core method for measuring root production of arable crops – influence of soil conditions inside the ingrowth core on root growth. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 163, 617-622.

- STEINGROBE B., SCHMID H., CLAASSEN N. (2001): The use of the ingrowth core method for measuring root production of arable crops – influence of soil and root disturbance during installation of the bags on root ingrowth into the cores. *European Journal of Agronomy* 15, 143-151.
- STREBEL O., DUYNISVELD W.H.M. (1989): Nitrogen supply to cereals and sugar beet by mass flow and diffusion on a silty loam soil. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 152, 135-141.
- SYMSTAD A.J., TILMAN D. (2001): Diversity loss, recruitment limitation and ecosystem functioning: lessons learned from removal experiment. *Oikos* 92, 424-435.
- SYRING K.M., CLAASSEN N. (1995): Estimation of the influx and the radius of the depletion zone developing around a root during nutrient uptake. *Plant and Soil* 175, 115-123.
- TARAFDAR J.C., MARSCHNER H. (1994): Dual inoculation with *Aspergillus fumigatus* and *Glomus mosseae* enhances biomass production and nutrient uptake in wheat (*Triticum aestivum* L.) supplied with organic phosphorus as Na-phytate. *Plant and Soil* 173, 97-102.
- TENNANT D. (1975): A test of a modified line intersect method of estimating root length. *Journal of Ecology* 63, 995-1001.
- THOMAS R.S., FRANSON R.L., BETHLENFALVAY G.J. (1993): Separation of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root effects on soil aggregation. *Soil Science Society of America Journal* 57, 77-81.
- TILMAN D. (1982): Resource competition and community structure. Princeton University Press, Princeton. 296 S.
- TILMAN D., WEDIN D., KNOPS J. (1996): Productivity and sustainability influenced by biodiversity in grassland ecosystems. *Nature* 379, 718-720.
- TILMAN D., KNOPS J., WEDIN D., REICH P., RITCHIE M., SIEMANN E. (1997): The influence of functional diversity and composition on ecosystem processes. *Science* 277, 1300-1305.
- TINKER P.B., JONES M.D., DURALL D.M. (1992): A functional comparison of ecto- and endomycorrhizas. In: READ D.J., LEWIS D.H., FITTER A.H., ALEXANDER I.J. (Hrsg): *Mycorrhizas in Ecosystems*. CAB International, Wellingford, UK. S. 303-310.

- TISSERANT B., GIANINAZZI-PEARSON V., GIANINAZZI S., GOLLOTTE A. (1992): *In planta* histochemical staining of fungal alkaline phosphatase activity for analysis of efficient arbuscular mycorrhizal infections. *Mycological Research* 97, 245-250.
- TRAPPE J.M. (1987): Phylogenetic and ecologic aspects of mycotrophy in the angiosperms from an evolutionary standpoint. In: SAFIR G.R. (Hrsg.): *Ecophysiology of VA mycorrhizal plants*. CRC Press, Boca Raton, FL, USA. S. 5-25.
- ULLRICH W.R., LARSSON M., LARRSON C.M., LESCH S., NOVACKY A. (1984): Ammonium uptake in *Lemna gibba* G1, related membrane potential changes and inhibition of anion uptake. *Physiologia Plantarum* 61, 369-376.
- VANCURA V., GARCIA J.L. (1969): Root exudates of reversibly wilted millet plants (*Panicum miliaceum* L.). *Oecologia Plantarum* 4, 93-98.
- VAN DER HEIJDEN M.G.A. (2002): Arbuscular mycorrhizal fungi as a determinant of plant diversity in search of underlying mechanisms and general principles. In: VAN DER HEIJDEN M.G.A. & SANDERS I.R. (Hrsg.): *Mycorrhizal Ecology*. Ecological Studies 157. Springer Verlag, Berlin. S. 245-265.
- VAN DER HEIJDEN M.G.A., BOLLER T., WIEMKEN A., SANDERS I.R. (1998): Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology* 79, 2082-2091.
- VAN NOORDWIJK, M. (1993): Roots. Length, biomass, production and mortality. Methods for root research. In: ANDERSON, J.M., INGRAM, J.S.I. (Hrsg.): *Tropical soil biology and fertility, a handbook of methods*. CAB International, Wallingford. S. 132-144.
- VAN NOORDWIJK M., CADISCH G. (2002): Access and excess problems in plant nutrition. *Plant and Soil* 247, 25-40.
- VIEBROCK H. (1988): Ursachen der Erhöhung des Phosphat-Aneignungsvermögen von Pflanzen durch VA-Mykorrhiza. Dissertation im Fachbereich Agrarwissenschaften der Georg-August-Universität Göttingen. 118 S.
- VINCENT C.D., GREGORY P.J. (1989): Effects of temperature on the development and growth of winter wheat roots. II. Field studies of temperature, nitrogen and irradiance. *Plant and Soil* 199, 99-110.

- VON WIRÉN N., GOJON A., CHAILLOU S., RAPER D. (2001): Mechanisms and regulation of ammonium uptake in higher plants. In: LEA P.J., MOROT-GAUDRY J.-F. (Hrsg.): Plant nitrogen. Springer Verlag, Berlin. S. 61-77.
- WALLEND A. T., STROBER C., HÖGBOM L., SCHINKEL H., GEORGE E., HÖGBERG P., READ D.J. (2000): Nitrogen uptake processes in roots and mycorrhiza. In: SCHULZE E.-D. (Hrsg.): Carbon and nitrogen cycling in European forest ecosystems. Springer Verlag, Berlin. S. 124-143.
- WALTER A., RÖMHELD V., MARSCHNER H., MORI S. (1994): Is the release of phytosiderophores in zinc-deficient wheat plants a response to impaired iron utilization? *Physiologia Plantarum* 92, 493-500.
- WANG M.Y., SIDDIQI M.Y., RUTH T.J., GLASS A.D.M. (1993): Ammonium uptake by rice roots. II. Kinetics of $^{13}\text{NH}_4^+$ influx across the plasmalemma. *Plant Physiology* 103, 1259-1267.
- WEISSBACH F., GORDON F.J. (1992): Grassland based animal production in Europe. Proceedings of the 14th general meeting, European Grassland Federation, Lahti, Finland. S. 1-18.
- WELLS C.E., EISSENSTAT D.M. (2001): Marked differences in survivorship among apple roots of different diameters. *Ecology* 82, 882-892.
- WELLS C.E., GLENN D.M., EISSENSTAT D.M. (2002): Changes in the risk of fine root mortality with age: a case study in peach, *Prunus persica* (Rosaceae). *American Journal of Botany* 89, 79-87.
- WHITE P.J. (1996): The permeation of ammonium through a voltage-independent K^+ channel in the plasma membrane of rye roots. *Journal of Membrane Biology* 152, 89-99.
- WHITEHEAD D.C. (1995): Grassland nitrogen. CAB International, Wallingford. 397 S.
- WILSON J.M. (1984): Comparative development of infection by three vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 97, 413-426.
- WRIGHT S.F., UPADHYAYA A. (1996): Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Science* 161, 575-586.

WRIGHT S.F., FRANKE-SNYDER M., MORTON J.B., UPADHYAYA A. (1996): Time-course study and partial characterization of a protein on hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi during active colonization of roots. Plant and Soil 181, 193-203.

Verwendete Software zur statistischen Auswertung der Daten:

STAT SOFT INC. (2004). STATISTICA für Windows (Software-System für Datenanalysen), Version 6.1.

Internetadressen:

<http://www.lepetitherboriste.ne/herbier/plantain>; Stand: 10. Juni 2004.

<http://www.destatis.de>; Stand: 15. April 2005

8 Anhang

Morphologische Wurzelparameter in den Lysimeterbeständen

Tab. I: Wurzellängendichte (WLD), durchschnittlicher Wurzeldurchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im März 2002; n. b. = nicht bestimmt.

Variante	Plot	WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	38,13	12,41	0,76	0,37	0,17	0,17	0,32	0,33	154,82	147,93	44,13	79,94
		35,77	16,68	0,83	0,23	0,19	0,24	0,26	0,22	n. b.	120,70	114,74	47,02
		n. b.	18,53	0,65	n. b.	n. b.	0,22	0,28	n. b.	n. b.	140,53	97,54	n. b.
	B5	44,42	39,76	3,24	0,97	0,19	0,24	0,29	n. b.	183,64	147,79	111,59	n. b.
		49,82	14,01	1,99	1,01	0,22	0,20	0,24	0,30	129,19	190,13	143,23	72,41
		n. b.	15,32	2,81	n. b.	n. b.	0,17	0,35	n. b.	n. b.	192,91	107,30	n. b.
	B7	54,62	12,70	1,90	n. b.	0,16	0,22	0,27	n. b.	n. b.	137,74	85,46	n. b.
		46,96	18,15	4,22	1,17	0,16	0,18	0,41	0,38	233,52	229,54	77,07	49,00
		40,02	16,73	1,14	0,76	0,17	0,26	0,33	0,27	217,19	128,41	68,68	61,11
	C3	51,71	17,60	2,00	0,96	0,20	0,20	0,26	0,27	147,09	183,64	130,19	110,08
		52,37	13,24	1,90	0,12	n. b.	0,27	0,32	n. b.	n. b.	97,99	98,10	n. b.
		52,67	20,89	1,52	0,28	0,23	0,21	0,34	0,35	159,22	172,33	94,75	42,11
	D5	35,38	12,75	0,69	n. b.	n. b.	0,24	n. b.	n. b.	n. b.	126,22	66,61	n. b.
		52,10	15,49	1,28	n. b.	n. b.	0,23	0,34	n. b.	n. b.	145,80	73,86	n. b.
		45,46	n. b.	0,86	0,07	0,25	n. b.	n. b.	n. b.	137,41	n. b.	96,25	n. b.
V2	A5	41,31	18,59	1,81	0,47	0,28	0,22	0,22	0,20	108,54	125,07	154,81	114,61
		14,21	13,31	0,58	0,30	0,22	0,20	0,22	0,20	148,65	155,46	194,12	90,72
		33,00	15,33	2,09	0,15	0,27	0,25	0,26	0,23	98,68	99,89	140,50	85,71
	B1	34,44	11,92	2,58	0,16	0,26	0,22	0,26	0,31	121,76	139,44	152,28	34,78
		22,95	13,17	1,78	n. b.	0,23	0,17	0,24	n. b.	143,16	180,45	108,56	n. b.
		33,14	19,76	3,19	n. b.	0,27	0,28	0,33	n. b.	122,12	146,17	124,19	n. b.
	C2	27,90	14,99	2,46	0,27	0,24	0,24	0,30	0,22	127,59	127,01	106,76	95,86
		29,62	17,06	0,94	0,20	0,26	0,32	0,21	0,22	75,48	107,77	150,50	93,62
		27,82	11,58	1,63	0,24	0,29	0,27	0,26	0,20	123,27	71,24	134,37	83,29
	C6	32,28	16,58	3,04	0,36	0,23	0,23	0,21	0,28	163,99	99,23	163,07	88,68
		27,95	13,84	2,81	0,24	0,28	0,21	0,04	0,26	65,63	109,32	127,72	81,25
		43,81	14,91	n. b.	0,94	0,36	0,23	n. b.	0,21	105,52	99,18	n. b.	214,29
	D3	34,51	15,72	2,78	0,06	0,32	0,25	0,35	0,28	110,61	116,43	101,16	44,08
		25,50	14,38	1,21	0,22	0,27	0,23	0,37	0,19	154,34	114,84	63,36	117,86
		25,86	14,00	0,35	0,16	0,23	0,23	0,32	0,39	114,86	111,47	80,17	29,12
V3	A3	25,74	5,12	1,15	0,44	0,27	0,25	0,40	0,44	97,92	92,17	65,36	49,97
		28,16	7,47	1,30	0,21	0,21	0,29	0,32	0,43	109,06	97,31	114,22	41,35
		21,01	8,15	1,44	0,27	0,27	0,28	0,43	0,36	65,62	85,12	42,95	52,95
	B2	21,10	12,91	1,38	0,51	0,28	0,33	0,33	0,42	99,02	80,34	93,70	41,54
		20,01	6,98	2,18	0,56	0,25	0,37	0,37	0,37	87,52	57,87	68,42	28,71
		19,97	5,78	1,01	0,38	0,31	0,33	0,45	0,42	71,24	75,55	47,72	34,49
	C1	29,85	8,42	4,65	0,23	0,35	0,31	0,32	0,43	52,44	63,24	100,90	32,90
		19,05	5,65	0,94	n. b.	0,37	0,33	0,34	n. b.	65,70	73,33	69,77	n. b.
		32,03	12,43	2,72	0,53	0,20	0,35	0,37	0,43	177,66	66,71	85,34	41,17
	C5	21,89	7,83	1,89	0,80	0,34	0,27	0,45	0,37	77,99	108,94	61,81	64,71
		22,69	n. b.	n. b.	n. b.	0,33	n. b.	n. b.	n. b.	60,44	n. b.	n. b.	n. b.
		17,36	n. b.	0,89	0,78	0,34	n. b.	0,32	0,43	71,74	n. b.	71,74	52,10
	D7	13,32	7,56	0,93	n. b.	0,32	0,31	0,39	n. b.	55,73	75,30	49,96	n. b.
		30,27	8,82	2,17	0,54	0,28	0,31	0,36	0,49	97,48	75,97	74,80	42,10
		30,08	8,49	2,39	0,79	0,28	0,29	0,41	0,46	88,21	82,29	69,49	43,54

Fortsetzung Tab. I:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V4	A7	15,58	8,27	1,76	0,25	0,28	0,27	0,34	0,42	76,70	98,73	84,09	69,03
		23,63	n. b.	0,74	0,63	0,22	n. b.	0,37	0,40	141,34	n. b.	80,46	81,00
		28,34	n. b.	1,63	0,54	0,24	n. b.	0,31	0,48	133,82	n. b.	105,93	69,92
	B4	26,03	8,83	2,78	0,62	0,25	0,26	0,51	n. b.	133,65	110,00	49,87	n. b.
		27,53	7,89	1,77	0,45	0,21	0,25	0,44	0,46	144,18	117,86	55,33	26,11
		21,47	5,30	1,20	n. b.	0,18	0,29	0,34	n. b.	166,14	108,93	84,96	n. b.
	C4	18,75	6,31	0,63	0,77	0,28	0,29	0,33	0,48	91,79	105,23	81,99	52,72
		23,79	8,54	1,71	n. b.	0,23	0,28	0,35	n. b.	94,97	107,97	88,86	n. b.
		26,56	9,55	0,94	n. b.	0,28	0,33	0,31	n. b.	97,51	91,18	98,21	n. b.
	D1	30,58	n. b.	3,30	n. b.	0,25	n. b.	0,37	n. b.	106,00	n. b.	76,40	n. b.
		20,78	19,57	2,18	0,43	0,28	0,29	0,47	0,45	66,58	93,05	52,88	50,61
		31,39	9,02	1,67	0,16	0,27	0,27	0,40	0,44	72,49	125,13	61,73	28,45
	D6	19,85	n. b.	1,09	0,48	0,21	n. b.	0,45	0,40	115,79	n. b.	65,66	48,40
		30,43	n. b.	1,27	0,51	0,28	n. b.	0,35	0,40	98,53	n. b.	89,17	56,91
		26,68	9,41	1,64	0,17	0,26	0,25	0,35	0,40	85,85	127,46	91,08	33,79
V5	A1	21,27	8,01	1,50	0,20	0,28	0,31	0,57	0,44	84,91	85,76	61,94	60,30
		24,77	7,75	1,68	0,13	0,31	0,26	0,51	0,41	68,87	84,43	47,86	93,12
		26,48	10,58	1,08	0,36	0,34	0,32	0,35	0,42	92,08	72,32	70,97	52,73
	A4	18,76	6,18	0,62	0,49	0,39	0,28	0,39	0,41	64,18	81,55	66,27	68,89
		16,64	6,20	1,52	0,49	0,28	0,28	0,41	0,39	58,22	80,92	60,52	77,62
		26,66	6,35	1,03	0,20	0,44	0,30	0,47	0,46	42,40	70,92	65,89	80,78
	B6	12,19	9,91	1,36	0,47	0,35	0,23	0,35	0,40	45,51	108,64	65,07	34,04
		n. b.	8,75	2,31	n. b.	n. b.	0,25	0,43	n. b.	n. b.	87,30	61,67	n. b.
		n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	C7	14,56	10,57	0,73	0,12	0,22	0,25	0,39	0,38	116,80	102,62	72,78	36,97
		15,44	5,73	0,42	0,27	0,21	0,30	0,40	0,38	145,39	93,26	56,75	53,90
		17,08	9,25	0,83	0,44	0,24	0,24	0,40	0,36	74,66	126,83	64,02	59,26
	D4	19,09	10,37	0,92	0,48	0,28	0,27	0,40	0,44	63,07	121,33	51,54	56,21
		26,65	14,72	n. b.	n. b.	0,27	0,28	n. b.	n. b.	99,88	102,11	n. b.	n. b.
		n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.

Tab. II: Wurzellängendichte (WLD), Wurzel Durchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im Juni 2002; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	33,45	16,06	6,75	5,34	0,17	0,19	0,26	0,32	198,88	187,23	177,21	193,30
		21,67	19,52	7,47	8,16	0,17	0,20	0,30	0,38	194,56	122,43	116,97	131,66
		31,05	14,81	7,72	7,57	0,18	0,23	0,30	0,27	141,90	65,84	138,52	171,86
	B5	34,08	12,05	7,86	5,38	0,21	0,21	0,28	0,24	124,79	160,94	146,04	190,95
		55,32	22,44	6,84	5,25	0,20	0,19	0,28	0,26	157,14	116,11	144,82	188,08
		32,01	19,17	8,24	4,51	0,19	0,16	0,33	0,27	121,79	225,32	147,54	172,68
	B7	25,90	21,07	3,63	n. b.	0,17	0,18	0,27	n. b.	177,51	183,47	90,55	n. b.
		18,69	17,89	6,30	4,77	0,17	0,15	0,35	0,31	164,21	238,33	127,15	135,74
		32,09	15,30	6,10	2,98	0,20	0,17	0,24	0,27	171,63	213,08	192,90	132,81
	C3	64,81	13,78	6,89	3,30	0,25	0,19	0,22	0,28	123,73	188,84	230,30	115,97
		34,99	13,38	6,36	3,99	0,19	0,20	0,23	0,21	175,63	186,44	220,89	176,11
		39,04	18,83	7,73	2,21	0,22	0,17	0,22	0,20	133,33	236,31	236,20	197,13
	D5	33,36	15,42	5,48	2,97	0,18	0,20	0,22	0,21	147,38	157,14	192,86	176,22
		34,99	19,50	7,81	5,14	0,18	0,17	0,24	0,37	194,26	221,33	142,05	110,78
		39,97	21,08	8,15	3,68	0,17	0,17	0,22	0,19	185,45	206,67	163,34	220,36

Fortsetzung Tab. II:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V2	A5	34,00	12,41	3,35	5,40	0,20	0,20	0,20	0,19	125,82	136,83	145,20	224,92
		21,95	12,89	5,42	6,20	0,17	0,18	0,25	0,31	189,83	174,17	138,81	145,41
		26,54	21,06	5,97	n. b.	0,21	0,18	0,26	n. b.	155,46	217,35	165,14	n. b.
	B1	30,09	25,59	8,99	5,03	0,22	0,18	0,33	0,38	215,42	219,50	164,76	94,42
		21,95	20,58	5,62	4,70	0,19	0,20	0,25	0,24	184,15	195,51	166,16	162,96
		32,42	21,43	6,33	5,77	0,20	0,18	0,25	0,27	189,92	225,07	169,13	146,15
	C2	44,61	29,68	4,34	2,77	0,24	0,21	0,22	0,21	148,65	194,04	138,60	184,82
		26,96	18,87	6,59	3,62	0,20	0,24	0,20	0,21	160,65	160,40	202,81	207,75
		28,46	21,25	6,07	0,54	0,21	0,18	0,21	0,23	190,28	213,06	202,53	137,14
	C6	27,76	18,05	5,91	4,19	0,21	0,18	0,24	0,22	157,97	159,29	211,60	177,79
		37,33	19,77	5,32	4,17	0,18	0,19	0,21	0,30	220,83	166,96	174,39	150,99
		38,62	20,37	7,00	7,24	0,21	0,18	0,38	0,30	146,85	184,21	119,54	128,41
	D3	26,03	18,73	6,31	6,27	0,18	0,17	0,34	0,45	168,04	192,40	131,82	105,62
		27,58	16,05	5,77	6,34	0,17	0,17	0,33	0,29	180,81	192,59	108,09	149,29
		28,89	14,02	5,00	3,42	0,17	0,19	0,20	0,23	180,58	160,42	154,00	188,72
V3	A3	5,08	2,87	3,15	4,52	0,33	0,31	0,36	0,40	48,05	48,92	65,67	78,45
		18,67	3,89	3,68	4,42	0,26	0,23	0,34	0,32	59,69	83,61	71,14	136,96
		9,87	5,01	2,54	4,42	0,25	0,23	0,33	0,38	57,29	92,09	70,23	110,72
	B2	15,02	8,42	2,15	5,01	0,21	0,26	0,29	0,15	78,20	78,57	53,48	94,24
		10,72	8,02	5,39	5,93	0,21	0,25	0,34	0,28	79,08	81,71	91,69	94,05
		11,80	8,10	4,91	6,12	0,33	0,22	0,32	0,45	38,19	112,24	98,01	105,98
	C1	15,83	8,91	5,20	3,31	0,29	0,23	0,27	0,29	58,41	103,48	130,30	124,35
		18,49	8,81	5,92	3,55	0,26	0,28	0,31	0,36	76,26	77,08	110,41	100,68
		15,27	7,57	4,28	2,13	0,26	0,25	0,29	0,37	78,57	102,05	102,66	115,70
	C5	8,19	6,71	4,18	2,80	0,24	0,20	0,30	0,31	73,09	106,15	81,93	114,97
		12,39	9,71	3,67	1,62	0,25	0,23	0,29	0,36	65,66	97,49	79,11	79,35
		15,35	6,97	3,80	4,67	0,23	0,23	0,34	0,36	79,72	98,67	77,73	133,59
	D7	10,58	9,79	5,37	3,30	0,21	0,21	0,27	0,39	81,99	112,68	83,79	112,15
		17,27	10,08	4,59	2,22	0,24	0,26	0,27	0,36	76,09	98,97	93,95	108,94
		14,34	9,09	2,90	3,47	0,19	0,26	0,27	0,43	109,46	86,16	90,72	112,39
V4	A7	12,10	5,78	3,92	5,08	0,25	0,25	0,27	0,36	97,16	84,29	101,88	101,08
		16,87	14,46	1,95	0,86	0,21	0,23	0,30	0,26	122,59	113,32	83,95	124,29
		18,40	10,99	3,61	1,95	0,21	0,20	0,27	0,25	120,88	130,76	111,73	151,79
	B4	18,16	5,37	3,49	3,41	0,20	0,29	0,34	0,32	134,69	62,30	80,29	96,57
		15,23	10,99	5,88	3,77	0,24	0,22	0,27	0,30	103,38	109,23	118,52	123,70
		15,64	10,03	5,96	4,37	0,18	0,23	0,25	0,38	154,12	102,14	153,27	117,94
	C4	15,54	11,66	3,51	4,91	0,21	0,21	0,31	0,34	122,36	112,92	80,87	140,79
		16,19	13,92	5,06	n. b.	0,20	0,20	0,32	n. b.	115,96	125,89	100,60	n. b.
		20,43	11,38	5,13	2,43	0,20	0,21	0,24	0,27	100,54	101,08	132,02	124,66
	D1	17,02	11,95	5,51	1,92	0,23	0,23	0,36	0,30	112,60	107,34	121,05	91,07
		21,33	16,54	5,60	5,08	0,19	0,20	0,27	0,28	165,41	144,74	132,46	134,95
		24,21	10,42	5,65	3,60	0,21	0,22	0,32	0,27	153,31	107,73	179,44	139,34
	D6	18,51	11,39	3,42	1,52	0,20	0,23	0,27	0,29	107,87	94,76	95,21	104,03
		18,56	12,53	4,82	4,62	0,20	0,19	0,25	0,38	124,28	114,57	202,54	156,70
		n. b.	12,63	3,31	1,39	n. b.	0,21	0,30	0,30	n. b.	113,11	198,18	94,09

Fortsetzung Tab. II:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
A1		8,76	8,34	3,38	5,67	0,23	0,21	0,28	0,32	111,17	101,42	116,19	176,76
		10,35	10,56	3,33	5,52	0,21	0,21	0,21	0,19	106,54	116,15	120,84	276,68
		19,47	9,66	4,47	4,51	0,21	0,20	0,26	0,31	143,11	116,33	190,73	186,66
A4		11,21	4,97	3,26	3,06	0,23	0,23	0,30	0,34	104,76	98,21	103,81	105,05
		18,54	11,52	3,76	5,34	0,19	0,20	0,28	0,41	106,33	135,51	117,97	91,55
		12,30	11,39	3,50	4,35	0,21	0,22	0,29	0,31	105,51	121,62	83,47	116,56
V5	B6	14,51	6,75	3,79	3,92	0,25	0,21	0,29	0,36	83,75	85,12	110,04	107,34
		16,05	18,41	4,17	4,32	0,20	0,15	0,32	0,32	135,51	160,99	107,62	119,86
		16,56	9,72	5,16	n. b.	0,23	0,19	0,29	n. b.	157,14	142,11	128,03	n. b.
C7		20,02	13,18	1,67	3,16	0,22	0,19	0,26	0,25	100,21	106,09	30,26	140,87
		24,45	11,93	4,04	5,71	0,20	0,17	0,26	0,33	165,00	130,63	107,66	143,89
		20,17	17,04	3,30	4,96	0,20	0,25	0,29	0,24	124,33	90,84	99,37	222,95
D4		23,96	11,95	5,01	8,00	0,23	0,21	0,35	0,39	110,50	131,26	124,45	138,93
		26,33	12,67	4,21	1,87	0,17	0,22	0,33	0,29	217,23	120,60	92,05	45,07
		20,66	13,41	4,08	1,05	0,31	0,19	0,27	0,27	78,57	177,75	161,41	96,86

Tab. III: Wurzellängendichte (WLD), Wurzeldurchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im September 2002; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
A2		29,25	10,64	2,00	4,38	0,21	0,24	0,31	0,21	157,14	111,19	58,87	118,14
		50,66	10,64	2,62	2,75	0,23	0,19	0,24	0,20	154,83	168,17	97,50	135,50
		32,79	17,11	5,26	3,58	0,19	0,20	0,29	0,25	188,92	171,74	97,85	86,52
B5		39,34	10,20	3,27	n. b.	0,21	0,23	0,25	n. b.	135,38	106,93	95,98	n. b.
		40,19	14,48	3,85	1,44	0,19	0,22	0,30	0,23	175,79	118,22	76,87	101,96
		31,78	11,63	2,29	4,99	0,19	0,18	0,21	0,21	212,97	197,51	112,14	120,18
V1	B7	27,86	20,51	3,35	0,99	0,23	0,24	0,25	0,25	125,03	132,45	88,57	76,61
		22,53	18,05	5,35	3,20	0,23	0,22	0,31	0,26	135,22	127,45	81,15	90,54
		19,72	10,26	2,04	2,08	0,22	0,19	0,23	0,26	155,97	173,30	128,66	77,27
C3		36,56	11,51	3,26	n. b.	0,25	0,21	0,22	n. b.	111,92	122,22	114,04	n. b.
		38,60	15,10	2,84	0,90	0,28	0,19	0,22	0,34	81,53	146,04	120,17	47,21
		27,40	12,64	3,15	0,99	0,24	0,14	0,21	0,22	101,02	273,13	153,37	96,66
D5		32,55	12,47	4,28	2,86	0,22	0,21	0,19	0,24	138,73	133,90	160,63	80,97
		32,24	14,86	7,10	2,85	0,25	0,21	0,29	0,28	118,68	129,19	87,56	74,16
		39,58	14,71	6,66	3,64	0,24	0,20	0,27	0,31	121,24	153,69	104,93	82,00
A5		28,33	13,97	4,42	3,34	0,24	0,19	0,27	0,25	101,28	147,90	85,23	99,53
		23,34	7,63	3,04	2,17	0,21	0,19	0,24	0,25	111,37	145,44	107,03	110,12
		29,02	11,93	3,05	2,07	0,20	0,20	0,23	0,22	145,50	134,27	117,32	112,34
B1		29,55	15,28	3,46	2,17	0,17	0,17	0,23	0,23	179,97	174,27	104,21	82,40
		31,42	n. b.	n. b.	n. b.	0,22	n. b.	n. b.	n. b.	143,94	n. b.	n. b.	n. b.
		33,95	13,87	5,34	3,38	0,22	0,20	0,32	0,26	137,72	138,60	90,81	100,08
V2	C2	21,07	7,68	1,29	0,88	0,23	0,22	0,29	0,22	94,91	115,24	54,33	91,22
		22,48	12,51	2,65	1,15	0,20	0,20	0,26	0,27	136,31	119,77	82,99	71,39
		24,52	12,96	5,00	3,00	0,21	0,20	0,26	0,20	123,52	130,81	111,36	154,53
C6		37,33	14,05	3,79	1,32	0,18	0,17	0,25	0,19	172,46	148,72	96,35	125,13
		27,70	9,06	1,84	n. b.	0,18	0,15	0,26	n. b.	190,12	215,81	70,48	n. b.
		25,82	19,71	4,20	2,84	0,23	0,19	0,28	0,25	137,11	160,73	82,36	89,06
D3		37,58	11,96	4,21	2,53	0,21	0,19	0,27	0,22	148,54	134,55	100,73	116,60
		32,13	18,41	9,00	4,71	0,20	0,20	0,23	0,24	145,87	135,25	138,64	100,91
		28,46	16,15	4,74	3,55	0,15	0,15	0,25	0,21	246,02	218,58	124,31	140,70

Fortsetzung Tab. III:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V3	A3	13,24	6,52	2,17	3,34	0,33	0,28	0,33	0,34	65,17	71,86	67,86	72,62
		15,69	11,78	3,10	2,48	0,30	0,27	0,33	0,36	72,42	75,25	70,49	41,01
		13,49	12,15	2,45	2,65	0,25	0,23	0,37	0,36	118,79	101,81	58,76	46,32
	B2	18,09	7,65	2,00	1,43	0,24	0,24	0,31	0,41	123,11	79,02	62,24	21,24
		25,38	9,79	2,45	2,02	0,23	0,32	0,34	0,31	109,75	72,48	57,88	52,33
		16,80	8,08	3,93	2,36	0,24	0,24	0,35	0,31	116,59	110,49	63,98	52,27
	C1	20,45	7,30	1,88	1,38	0,21	0,24	0,28	0,30	95,24	92,31	57,30	38,13
		16,98	15,45	4,84	2,27	0,23	0,25	0,33	0,31	93,80	89,44	70,84	44,08
		21,49	15,96	2,71	2,58	0,25	0,21	0,30	0,30	79,91	77,11	74,64	59,31
	C5	18,51	11,51	3,00	3,05	0,26	0,25	0,42	0,40	76,14	83,19	41,76	41,18
		21,02	10,87	3,04	1,67	0,21	0,21	0,30	0,42	141,13	90,85	65,25	26,38
		16,73	10,08	3,16	2,89	0,25	0,25	0,39	0,52	77,54	95,65	38,38	42,82
	D7	22,21	10,50	3,53	1,35	0,26	0,24	0,36	0,39	91,72	83,81	56,79	28,27
		21,03	8,47	3,01	1,13	0,24	0,24	0,36	0,54	116,43	84,94	45,55	25,16
		28,87	8,49	2,60	n. b.	0,22	0,27	0,34	n. b.	152,45	90,01	54,16	n. b.
V4	A7	9,70	6,35	1,96	1,09	0,30	0,29	0,34	0,41	72,96	62,86	41,65	24,06
		20,77	9,83	4,74	3,20	0,26	0,28	0,30	0,30	92,32	72,48	79,04	70,62
		20,24	7,75	2,03	2,74	0,23	0,27	0,32	0,33	118,51	81,99	64,13	72,59
	B4	19,33	11,99	2,40	1,71	0,26	0,26	0,31	0,32	120,02	86,26	63,67	44,71
		15,72	6,88	1,84	n. b.	0,22	0,26	0,30	n. b.	142,37	77,01	53,46	n. b.
		14,29	7,84	2,22	1,87	0,22	0,22	0,30	0,34	129,18	108,59	63,34	47,42
	C4	20,33	10,53	2,22	1,51	0,26	0,23	0,31	0,35	101,81	94,94	51,13	37,73
		21,08	9,00	2,39	1,21	0,22	0,29	0,31	0,47	130,95	75,49	63,37	27,82
		24,44	13,52	3,15	1,70	0,26	0,29	0,35	0,31	99,78	79,37	61,31	65,25
	D1	35,41	13,41	2,00	1,14	0,29	0,25	0,38	0,36	90,98	95,82	50,33	41,68
		23,99	16,95	1,52	n. b.	0,22	0,19	0,32	n. b.	100,89	149,13	49,67	n. b.
		28,17	10,85	3,77	0,79	0,22	0,23	0,27	0,35	104,40	107,14	80,81	41,77
	D6	25,52	17,43	4,68	3,46	0,24	0,26	0,31	0,31	103,35	93,40	76,18	60,33
		29,36	8,17	3,62	2,24	0,26	0,30	0,28	0,36	116,97	64,88	70,08	53,18
		21,22	9,33	3,77	1,44	0,24	0,29	0,30	0,42	135,63	82,71	85,69	32,99
V5	A1	13,09	4,14	1,30	1,31	0,27	0,30	0,30	0,33	94,08	54,35	55,69	42,48
		9,41	7,40	1,55	1,12	0,33	0,25	0,29	0,33	58,70	82,65	65,39	45,96
		17,70	7,85	1,55	1,59	0,38	0,25	0,33	0,32	47,96	84,92	47,18	54,93
	A4	11,01	6,98	1,13	1,23	0,27	0,23	0,29	0,31	57,14	96,03	56,73	34,00
		9,94	7,88	1,28	n. b.	0,29	0,25	0,34	n. b.	74,83	86,33	45,29	n. b.
		17,38	14,54	2,61	1,56	0,28	0,25	0,37	0,37	91,99	91,81	67,67	39,83
	B6	21,27	6,17	1,20	0,82	0,22	0,23	0,28	0,34	100,13	92,58	73,18	39,47
		15,11	9,57	2,95	1,69	0,26	0,22	0,36	0,37	64,48	103,46	53,40	38,83
		26,27	13,27	1,13	n. b.	0,24	0,22	0,35	n. b.	140,64	117,26	47,20	n. b.
	C7	35,57	15,50	1,57	0,89	0,30	0,24	0,33	0,42	71,27	102,56	53,70	26,10
		19,12	10,58	3,38	1,49	0,22	0,24	0,31	0,38	119,90	89,80	64,69	34,41
		20,85	8,92	2,86	1,24	0,25	0,22	0,34	0,46	85,44	116,40	63,55	27,34
	D4	27,34	9,39	1,83	1,60	0,22	0,23	0,29	0,30	102,96	82,96	68,08	47,73
		31,68	9,48	2,11	n. b.	0,22	0,21	0,34	n. b.	98,74	88,24	43,41	n. b.
		18,20	11,33	3,05	1,32	0,24	0,24	0,29	0,28	89,80	89,17	105,36	79,84

Tab. IV: Wurzellängendichte (WLD), Wurzelfdurchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im Juni 2003; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	12,12	18,21	2,47	0,61	0,22	0,20	0,20	0,22	93,62	154,62	127,41	119,08
		15,10	10,31	1,43	0,09	0,24	0,27	0,30	0,41	79,74	90,66	75,53	114,29
		20,13	13,64	3,41	1,00	0,30	0,39	0,47	0,49	59,20	54,07	43,16	41,21
	B5	16,07	8,12	2,16	1,76	0,23	0,24	0,30	0,48	96,76	72,06	51,98	36,68
		19,54	12,71	4,05	2,13	0,28	0,26	0,35	0,36	76,26	110,33	65,39	71,33
		11,51	6,45	3,05	3,32	0,26	0,23	0,25	0,29	84,42	96,59	96,58	92,33
	B7	5,59	10,15	0,13	0,41	0,27	0,17	0,25	0,23	36,19	138,34	114,29	130,58
		20,08	22,68	3,37	1,96	0,35	0,36	0,42	0,32	40,19	53,78	40,92	84,06
		14,49	10,83	2,55	0,78	0,24	0,27	0,35	0,33	93,12	73,99	61,51	85,71
	C3	14,19	7,68	1,65	0,81	0,29	0,30	0,35	0,34	63,82	66,48	55,92	59,76
		12,33	12,37	1,78	0,86	0,26	0,28	0,31	0,36	67,91	79,19	61,05	55,00
		23,58	10,56	1,78	0,79	0,25	0,24	0,38	0,37	99,87	75,77	50,97	48,87
	D5	18,70	13,81	1,52	0,67	0,20	0,20	0,17	0,26	119,02	110,32	149,13	72,46
		23,82	21,41	5,19	2,45	0,23	0,23	0,35	0,40	78,09	91,04	57,27	70,41
		20,47	11,64	2,68	1,79	0,31	0,22	0,25	0,29	65,94	107,14	94,29	88,41
V2	A5	9,55	2,10	1,06	0,42	0,24	0,31	0,49	0,43	51,52	40,61	29,55	40,80
		10,11	3,10	1,55	0,34	0,22	0,28	0,54	0,45	89,19	66,32	18,20	33,52
		4,27	2,03	0,40	n. b.	0,18	0,46	0,41	n. b.	151,53	23,81	54,66	n. b.
	B1	21,04	8,21	2,10	2,56	0,24	0,25	0,31	0,26	80,43	82,88	72,48	112,52
		12,78	8,72	3,36	1,61	0,25	0,32	0,42	0,47	71,03	47,61	39,43	41,27
		20,65	3,87	1,57	0,75	0,19	0,22	0,29	0,23	123,27	98,63	104,02	88,13
	C2	14,21	3,36	0,08	0,33	0,18	0,30	0,52	0,28	111,00	62,86	27,09	52,02
		16,08	3,28	1,84	1,09	0,18	0,35	0,42	0,27	104,76	30,68	43,98	93,29
		17,36	6,75	2,03	0,82	0,20	0,23	0,42	0,27	104,45	97,60	34,95	75,62
	C6	15,15	4,85	1,95	1,28	0,26	0,23	0,25	0,29	70,37	95,60	94,77	68,47
		11,33	5,36	2,98	1,97	0,27	0,28	0,23	0,29	74,32	77,59	115,93	91,71
		14,76	7,14	3,53	1,82	0,27	0,27	0,29	0,31	83,04	85,35	78,76	77,90
	D3	20,18	6,56	4,01	3,98	0,24	0,26	0,29	0,39	98,12	84,87	83,28	106,57
		20,98	8,16	3,82	2,20	0,24	0,26	0,26	0,28	90,91	79,23	87,05	96,68
		13,39	11,07	4,35	3,02	0,21	0,31	0,35	0,35	86,14	67,53	62,86	70,14
V3	A3	6,42	3,31	0,94	0,84	0,21	0,27	0,38	0,33	108,99	61,83	36,86	58,24
		8,83	6,98	1,81	1,26	0,28	0,24	0,33	0,43	54,19	77,78	51,90	41,03
		8,70	5,49	1,41	1,22	0,23	0,31	0,31	0,45	82,31	45,64	42,81	31,94
	B2	7,12	4,43	2,28	2,06	0,23	0,25	0,32	0,46	90,60	68,28	53,96	36,54
		6,16	5,64	1,38	2,55	0,28	0,23	0,32	0,36	68,83	89,64	46,25	57,83
		10,52	5,41	2,81	1,39	0,23	0,24	0,28	0,33	78,99	77,07	58,71	56,23
	C1	11,16	11,14	1,64	1,12	0,27	0,24	0,28	0,29	59,30	81,17	55,17	56,70
		11,31	7,59	1,90	1,38	0,26	0,25	0,24	0,30	72,99	72,89	76,90	67,74
		18,06	13,29	2,29	2,24	0,26	0,27	0,28	0,34	87,18	74,60	59,58	54,98
	C5	8,57	n. b.	1,92	1,44	0,25	n. b.	0,40	0,31	66,59	n. b.	50,62	55,67
		12,87	8,99	1,63	2,24	0,25	0,23	0,40	0,38	90,98	78,57	46,67	47,96
		8,94	9,12	2,61	2,15	0,31	0,22	0,40	0,30	48,64	91,61	64,75	59,04
	D7	17,45	12,68	4,62	2,87	0,32	0,25	0,40	0,38	58,98	76,25	51,66	52,42
		17,71	9,31	3,47	1,98	0,25	0,22	0,40	0,30	99,35	95,28	58,23	65,56
		19,33	13,58	3,61	1,38	0,34	0,23	0,40	0,28	55,38	89,02	60,48	71,26

Fortsetzung Tab. IV:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V4	A7	7,48	10,01	1,42	0,88	0,20	0,17	0,27	0,27	103,22	131,10	70,02	74,83
		10,47	5,39	1,43	1,43	0,28	0,24	0,26	0,28	60,69	62,54	68,70	66,91
		9,86	4,46	1,28	0,46	0,24	0,20	0,30	0,21	57,38	68,88	55,76	128,11
	B4	7,75	6,01	1,26	1,76	0,22	0,20	0,23	0,29	91,36	87,08	77,05	71,65
		8,94	5,22	2,22	2,35	0,29	0,19	0,26	0,21	56,82	96,60	79,45	90,31
		7,57	5,91	2,01	1,21	0,23	0,20	0,26	0,35	98,07	96,79	72,62	48,23
	C4	16,39	8,76	2,09	1,27	0,26	0,21	0,31	0,47	86,46	102,62	62,07	34,04
		13,64	16,33	1,34	1,04	0,27	0,22	0,33	0,28	73,14	102,88	41,06	60,88
		14,49	10,24	1,94	0,97	0,27	0,22	0,32	0,30	67,99	88,51	49,71	58,87
	D1	13,32	7,43	1,43	1,36	0,24	0,22	0,24	0,29	91,54	86,15	72,34	79,35
		6,84	6,66	2,24	1,18	0,25	0,23	0,24	0,32	72,62	85,63	82,83	77,56
		4,73	6,46	1,11	0,62	0,18	0,21	0,24	0,35	95,56	86,99	68,37	52,38
	D6	13,47	7,74	1,82	1,79	0,22	0,22	0,26	0,34	90,54	88,89	66,13	53,56
		13,81	6,12	2,34	1,37	0,28	0,26	0,26	0,30	58,52	57,38	59,92	51,98
		9,13	11,58	3,50	1,90	0,27	0,23	0,34	0,50	71,19	80,76	53,86	34,26
V5	A1	6,37	8,78	1,83	0,91	0,34	0,24	0,27	0,30	38,28	95,21	71,43	62,69
		14,35	3,91	1,15	0,82	0,24	0,31	0,28	0,32	90,88	74,56	90,51	51,84
		12,41	7,94	1,51	2,21	0,27	0,25	0,42	0,33	66,65	75,48	29,80	55,69
	A4	7,15	6,54	1,22	0,56	0,23	0,23	0,32	0,27	73,95	83,40	49,35	59,25
		15,72	6,52	1,29	1,07	0,25	0,24	0,32	0,28	111,90	94,48	50,31	71,07
		21,67	9,95	2,99	1,86	0,25	0,27	0,31	0,34	89,73	74,95	63,53	60,28
	B6	12,77	9,92	2,97	3,36	0,26	0,23	0,33	0,36	83,10	94,55	47,58	62,37
		11,15	9,13	1,92	2,40	0,27	0,19	0,29	0,36	56,20	121,39	56,46	45,20
		10,33	7,85	3,86	2,54	0,26	0,22	0,26	0,37	78,57	110,81	68,56	57,62
	C7	25,93	11,24	4,76	3,77	0,26	0,22	0,25	0,41	84,06	84,86	76,84	66,72
		22,32	9,74	3,37	1,42	0,22	0,26	0,30	0,35	122,29	77,46	65,79	62,80
		10,71	11,97	1,75	1,57	0,24	0,23	0,30	0,30	118,79	119,46	50,48	41,49
	D4	11,05	8,07	1,86	1,41	0,25	0,20	0,36	0,41	86,03	101,21	32,20	31,89
		22,80	10,27	2,49	1,75	0,29	0,24	0,23	0,29	91,94	147,00	82,79	54,18
		19,67	11,95	1,13	1,88	0,23	0,22	0,33	0,40	128,44	104,55	42,56	52,09

Tab. V: Wurzellängendichte (WLD), Wurzelndurchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im September 2003; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	9,49	10,34	1,46	0,17	0,20	0,16	0,21	0,38	136,70	152,07	95,41	21,83
		9,97	4,79	0,90	0,31	0,17	0,23	0,18	0,36	162,76	88,00	98,67	32,06
		30,87	12,67	2,24	0,77	0,29	0,21	0,35	0,28	98,72	130,95	70,31	44,27
	B5	10,69	14,85	3,01	0,48	0,23	0,22	0,33	0,32	97,95	115,73	61,28	36,80
		6,13	5,84	2,03	2,09	0,21	0,28	0,36	0,32	129,71	67,57	54,34	59,95
		48,93	23,44	4,37	2,47	0,20	0,25	0,31	0,40	195,97	109,71	72,99	55,39
	B7	14,42	7,13	0,26	0,32	0,19	0,21	0,37	0,28	146,51	121,58	43,65	41,84
		45,21	26,23	3,61	1,13	0,28	0,37	0,48	0,38	87,53	53,13	39,71	52,38
		35,24	18,58	0,83	0,13	0,33	0,32	0,45	0,42	69,12	62,86	42,38	18,33
	C3	27,17	n. b.	0,48	0,12	0,25	n. b.	0,30	0,43	111,25	n. b.	51,16	17,46
		23,85	12,13	0,75	0,10	0,29	0,27	0,30	0,48	71,33	84,44	65,85	13,97
		18,81	16,61	1,62	0,12	0,25	0,33	0,31	0,45	105,86	86,98	83,81	15,71
	D5	14,68	13,09	0,63	0,16	0,25	0,30	0,33	0,37	101,31	77,14	67,35	23,57
		22,15	12,80	1,37	0,31	0,26	0,26	0,29	0,41	88,07	84,02	68,97	28,53
		17,18	12,71	1,92	0,24	0,26	0,22	0,23	0,36	84,18	134,06	96,03	36,46

Fortsetzung Tab. V:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V2	A5	6,72	1,29	0,14	0,12	0,33	0,37	n. b.	0,28	40,74	29,10	n. b.	41,90
		4,60	2,13	1,21	0,07	0,36	0,38	0,40	0,30	53,72	39,29	34,92	35,36
		n. b.	n. b.	n. b.	0,07	n. b.	n. b.	n. b.	0,30	n. b.	n. b.	n. b.	35,36
	B1	14,21	3,90	0,84	0,20	0,25	0,36	0,31	0,28	81,30	29,19	42,86	45,28
		5,93	5,16	2,34	1,00	0,32	0,34	0,36	0,39	54,15	36,23	47,00	39,49
		12,17	8,81	1,39	0,28	0,24	0,24	0,30	0,34	111,35	72,90	65,14	36,20
	C2	12,65	8,20	0,26	1,23	0,32	0,32	n. b.	0,24	60,57	60,81	n. b.	84,76
		7,99	7,46	0,84	0,88	0,40	0,38	0,38	0,26	28,21	28,02	34,76	55,16
		22,60	6,38	2,00	1,72	0,34	0,21	0,28	0,32	40,17	82,20	54,93	53,51
	C6	22,77	9,93	1,15	0,12	0,21	0,19	0,23	0,27	128,63	144,98	115,24	45,18
		14,78	14,32	0,43	0,52	0,24	0,22	0,23	0,23	112,24	143,62	85,40	79,93
		18,20	8,20	0,26	0,19	0,23	0,27	0,31	0,29	101,30	95,35	54,82	41,28
	D3	14,73	n. b.	0,38	0,34	0,16	n. b.	0,26	0,24	194,48	n. b.	73,56	77,84
		32,60	10,53	2,37	n. b.	0,29	0,22	0,19	n. b.	109,88	123,05	132,59	n. b.
		12,22	2,51	0,80	0,34	0,20	0,23	0,28	0,27	137,03	111,43	77,73	49,76
V3	A3	11,36	9,60	1,80	0,32	0,21	0,30	0,30	0,45	106,99	89,21	59,86	20,29
		9,92	7,23	1,69	0,82	0,23	0,28	0,22	0,45	94,96	103,53	74,51	25,44
		11,74	13,77	2,50	0,93	0,22	0,30	0,34	0,33	103,73	83,22	59,73	34,73
	B2	18,82	12,46	1,83	0,64	0,22	0,26	0,33	0,33	93,14	97,25	48,00	27,48
		7,75	8,59	0,81	0,58	0,24	0,26	0,30	0,35	85,49	90,19	49,17	25,97
		14,44	10,50	0,81	0,79	0,23	0,24	0,29	0,32	90,29	100,17	57,58	36,73
	C1	14,90	7,70	0,54	0,28	0,26	0,28	0,32	0,31	85,23	72,20	42,36	36,14
		7,05	13,60	2,30	0,75	0,22	0,28	0,25	0,40	106,51	78,76	86,13	28,22
		8,84	11,42	1,45	0,30	0,35	0,27	0,31	0,32	52,61	88,14	51,78	34,57
	C5	10,13	10,79	0,57	0,53	0,24	0,27	0,40	0,31	108,42	86,84	67,35	35,90
		10,92	9,52	0,66	0,31	0,30	0,30	0,32	0,35	66,46	67,22	58,37	26,94
		14,08	14,03	0,31	0,12	0,22	0,28	0,24	0,33	127,47	87,07	74,44	29,86
	D7	13,89	6,97	0,64	0,31	0,26	0,25	0,24	0,31	80,99	89,55	58,14	29,79
		8,35	11,33	0,52	0,11	0,23	0,22	0,26	0,36	108,79	131,08	67,35	25,14
		19,36	11,26	0,78	0,15	0,26	0,28	0,29	0,31	111,20	79,74	70,10	33,00
V4	A7	12,76	11,63	0,86	0,18	0,31	0,26	0,37	0,31	62,29	85,89	31,30	44,00
		12,09	12,90	3,75	1,12	0,32	0,27	0,29	0,31	57,09	84,96	63,29	34,87
		9,74	11,53	0,62	0,15	0,29	0,28	0,31	0,31	65,80	77,72	41,10	40,16
	B4	7,85	n. b.	2,75	0,76	0,36	n. b.	0,30	0,31	64,54	n. b.	55,07	38,04
		11,27	10,10	2,59	1,68	0,25	0,27	0,32	0,37	100,28	89,48	57,07	44,54
		6,08	6,17	0,77	0,22	0,25	0,29	0,28	0,31	87,82	64,82	47,83	44,00
	C4	19,34	12,00	n. b.	0,48	0,27	0,26	n. b.	0,34	100,72	98,61	n. b.	31,85
		14,38	9,58	1,28	0,20	0,32	0,30	0,26	0,31	66,22	74,18	90,91	39,89
		16,12	9,14	3,21	1,30	0,29	0,26	0,23	0,27	72,24	72,30	97,52	67,13
	D1	12,06	9,10	2,13	0,73	0,29	0,33	0,27	0,31	79,73	61,57	71,32	43,21
		12,20	10,97	2,49	1,01	0,26	0,24	0,21	0,28	66,29	93,12	105,28	67,65
		19,52	12,82	0,76	0,26	0,24	0,26	0,31	0,31	98,66	79,77	47,83	45,05
	D6	12,57	6,16	0,44	0,11	0,25	0,28	0,35	0,31	82,14	66,35	32,51	35,92
		12,90	9,08	0,70	0,13	0,25	0,23	0,30	0,31	100,89	102,86	53,80	39,29
		14,51	8,32	0,48	0,10	0,28	0,32	0,34	0,31	88,88	74,77	48,64	39,29

Fortsetzung Tab. V:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
A1		7,10	7,80	1,37	0,44	0,28	0,24	0,31	0,36	62,66	91,80	41,22	23,40
		7,60	2,29	0,29	0,07	0,25	0,23	0,33	0,35	114,44	92,12	33,82	19,64
		7,94	8,24	1,54	0,60	0,26	0,23	0,34	0,33	80,27	101,44	43,62	29,02
A4		11,62	8,04	1,31	0,42	0,28	0,32	0,37	0,38	82,96	54,20	68,24	24,14
		18,82	4,08	1,43	0,24	0,24	0,26	0,26	0,29	105,18	74,83	76,72	43,78
		18,80	13,72	1,05	0,62	0,19	0,27	0,27	0,40	141,59	87,45	54,50	21,89
V5	B6	9,05	8,38	2,40	0,19	0,27	0,29	0,29	0,39	75,70	76,10	68,84	29,18
		17,52	9,80	2,98	0,69	0,25	0,26	0,31	0,36	104,99	85,93	70,84	33,47
		11,31	11,69	2,15	0,36	0,29	0,27	0,32	0,38	76,71	87,03	63,89	24,21
C7		17,91	8,14	0,33	0,25	0,28	0,31	0,31	0,29	74,56	60,17	53,32	42,86
		18,67	9,69	0,87	0,16	0,22	0,27	0,28	0,38	124,18	88,24	64,63	21,26
		10,39	9,12	0,76	0,09	0,29	0,28	0,26	0,38	77,32	76,04	86,43	27,50
D4		14,21	8,85	1,21	0,27	0,29	0,30	0,30	0,38	77,95	71,98	71,81	35,36
		14,50	7,75	0,42	0,50	0,23	0,26	0,31	0,34	107,61	95,80	46,22	33,33
		15,80	13,03	0,59	0,28	0,26	0,27	0,26	0,39	76,90	102,79	63,61	42,43

Tab. VI: Wurzellängendichte (WLD), Wurzelndurchmesser (WD) und spezifische Wurzellänge (SWL) in den Lysimeterbeständen in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im Juni 2004; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
A2		22,87	13,28	2,61	0,46	0,25	0,24	0,31	0,31	58,17	67,99	52,75	45,74
		19,40	13,65	3,24	0,51	0,26	0,22	0,27	0,30	49,55	74,46	64,00	46,22
		29,55	20,75	3,57	0,36	0,21	0,28	0,28	0,30	83,60	67,63	64,69	44,20
B5		n. b.	6,77	2,47	0,68	n. b.	0,25	0,24	0,38	n. b.	54,66	69,40	46,39
		25,99	8,65	3,09	0,69	0,25	0,27	0,26	0,38	50,40	49,07	77,24	40,06
		34,67	8,49	2,22	0,65	0,26	0,26	0,23	0,32	48,32	47,68	71,06	48,35
V1	B7	27,10	7,13	2,06	0,61	0,38	0,25	0,21	0,30	28,68	54,40	96,31	51,60
		17,33	6,98	2,38	0,84	0,24	0,27	0,27	0,46	53,01	51,89	67,00	36,70
		26,78	7,96	3,78	0,49	0,30	0,22	0,28	0,39	36,80	71,99	61,41	34,46
C3		24,94	11,58	3,07	0,23	0,37	0,21	0,20	0,31	27,98	82,60	90,18	42,07
		15,76	11,43	2,41	0,89	0,26	0,25	0,20	0,38	57,48	72,53	101,95	62,41
		23,27	9,75	6,60	2,40	0,22	0,25	0,31	0,33	45,55	61,38	61,48	64,25
D5		21,00	15,66	4,43	1,45	0,21	0,21	0,25	0,36	70,35	82,71	66,61	64,42
		39,11	13,64	3,14	0,22	0,23	0,25	0,25	0,37	67,42	67,76	72,40	52,97
		28,89	10,73	3,02	0,50	0,29	0,25	0,26	0,23	45,60	54,17	61,11	84,03
A5		9,76	5,25	0,97	0,63	0,34	0,28	0,29	0,56	24,97	41,35	51,16	14,74
		7,32	6,51	1,93	n. b.	0,27	0,19	0,37	n. b.	43,83	101,34	36,29	n. b.
		24,63	4,16	1,17	1,65	0,19	0,21	0,20	0,20	87,98	96,03	134,98	34,59
B1		13,31	8,22	1,97	0,37	0,26	0,26	0,32	0,31	49,37	57,51	38,94	8,27
		27,41	5,86	2,71	0,38	0,21	0,27	0,33	n. b.	68,04	46,76	36,12	n. b.
		17,76	7,31	3,07	0,56	0,21	0,28	0,32	0,39	74,69	38,90	36,42	32,96
V2	C2	13,87	8,24	1,34	0,43	0,23	0,27	0,36	0,31	54,66	41,20	25,00	36,54
		18,05	7,18	1,77	0,28	0,23	0,26	0,38	0,33	53,38	49,73	28,70	54,72
		22,45	2,06	1,38	0,86	0,26	0,33	0,36	0,30	40,51	32,31	33,37	57,23
C6		22,46	8,26	2,97	0,76	0,25	0,27	0,22	0,35	55,46	61,43	83,48	50,26
		37,02	8,83	3,34	0,18	0,24	0,24	0,32	0,26	65,18	57,20	48,41	60,24
		26,20	7,51	2,78	0,63	0,25	0,23	0,25	0,26	53,63	66,99	70,94	65,83
D3		35,28	11,31	3,23	1,55	0,17	0,24	0,27	0,32	71,53	61,83	53,78	67,12
		21,15	6,04	0,83	0,19	0,20	0,20	0,23	0,27	88,51	82,44	60,83	53,04
		32,09	14,73	2,42	1,80	0,23	0,21	0,28	0,39	62,58	85,71	52,38	76,71

Fortsetzung Tab. VI:

Variante Plot		WLD (cm cm ⁻³)				WD (mm)				SWL (m g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V3	A3	31,65	12,97	1,42	0,71	0,24	0,25	0,28	0,27	66,44	62,95	47,75	63,65
		22,91	15,81	2,45	n. b.	0,25	0,23	0,29	n. b.	62,71	73,04	42,98	n. b.
		27,73	9,78	3,48	2,57	0,23	0,26	0,30	0,35	70,29	53,08	37,94	51,06
	B2	35,94	9,38	3,98	1,71	0,28	0,22	0,28	0,29	59,62	62,37	51,86	57,46
		26,32	10,62	2,87	0,96	0,28	0,22	0,29	0,34	46,77	78,57	52,38	45,89
		31,21	13,65	3,29	1,21	0,28	0,26	0,32	0,36	52,31	57,73	49,82	41,26
	C1	34,90	15,20	3,37	1,06	0,26	0,24	0,28	0,28	56,02	62,62	52,12	61,79
		27,87	15,15	2,46	1,66	0,25	0,25	0,29	0,34	63,04	58,55	45,16	40,08
		47,78	23,00	2,98	1,40	0,32	0,21	0,28	0,30	43,05	90,44	45,84	50,38
	C5	28,70	18,13	3,34	1,55	0,26	0,22	0,26	0,27	68,71	76,56	49,20	66,06
		41,70	16,92	3,91	1,62	0,28	0,22	0,24	0,35	58,91	75,03	54,64	49,37
		30,24	16,58	2,59	0,75	0,28	0,19	0,24	0,28	53,24	104,56	61,20	47,47
	D7	41,35	13,56	2,60	1,37	0,33	0,24	0,24	0,28	51,88	81,16	61,66	55,56
		27,61	18,28	2,74	1,47	0,27	0,19	0,24	0,28	54,91	107,46	66,59	75,32
		32,49	17,66	2,71	1,00	0,33	0,21	0,22	0,26	42,30	91,05	71,19	83,98
V4	A7	17,95	10,97	2,98	0,77	0,33	0,26	0,28	0,29	29,17	59,84	51,46	55,36
		23,90	14,63	2,41	1,22	0,27	0,26	0,26	0,28	45,52	58,40	61,16	68,46
		21,35	12,65	2,05	1,42	0,34	0,28	0,29	0,28	33,41	51,14	47,63	64,63
	B4	22,71	11,76	3,18	1,06	0,28	0,24	0,26	0,31	45,65	83,07	69,67	54,82
		20,96	10,15	3,78	2,16	0,29	0,28	0,31	0,37	47,08	61,49	51,10	52,74
		24,23	14,09	3,46	1,12	0,28	0,25	0,30	0,34	51,60	56,37	57,54	41,77
	C4	42,80	16,83	3,00	2,23	0,35	0,28	0,32	0,32	38,57	48,90	40,97	52,64
		33,43	10,26	3,30	1,60	0,33	0,27	0,24	0,30	35,83	52,86	69,76	55,70
		32,84	20,83	4,78	1,84	0,27	0,25	0,28	0,29	61,69	61,47	59,78	69,99
	D1	24,91	12,90	3,33	1,21	0,30	0,23	0,30	0,28	42,06	70,01	55,10	65,98
		21,00	9,24	1,90	1,10	0,26	0,21	0,26	0,29	56,10	87,30	60,31	57,45
		24,56	17,60	3,40	1,01	0,30	0,21	0,28	0,29	46,62	85,63	54,14	57,89
	D6	23,60	15,28	3,39	1,19	0,31	0,30	0,35	0,37	43,54	48,44	41,21	44,82
		29,14	13,52	3,17	1,02	0,30	0,25	0,26	0,34	47,52	71,94	68,77	53,32
		28,89	13,87	4,17	1,29	0,28	0,24	0,24	0,30	54,62	76,98	72,86	57,55
V5	A1	20,03	6,79	4,26	1,09	0,32	0,25	0,29	0,27	36,72	53,54	47,86	61,75
		26,98	7,54	3,64	1,47	0,33	0,25	0,27	0,27	42,02	49,11	55,11	67,94
		22,87	10,77	2,54	0,54	0,26	0,24	0,34	0,25	51,65	61,64	37,08	68,75
	A4	22,06	9,14	6,24	1,32	0,28	0,24	0,26	0,29	49,25	57,24	59,46	58,62
		34,85	10,65	5,54	0,82	0,28	0,22	0,28	0,27	50,97	69,07	55,62	69,84
		28,01	7,87	4,65	0,74	0,27	0,27	0,27	0,34	50,35	46,56	58,51	40,09
	B6	25,88	8,88	2,90	0,53	0,25	0,27	0,31	0,37	53,73	59,38	43,73	37,04
		18,65	11,45	6,19	0,94	0,25	0,25	0,28	0,32	54,82	64,47	55,46	46,31
		30,03	11,22	5,38	2,19	0,28	0,26	0,29	0,37	48,53	69,23	57,64	49,51
	C7	30,35	16,24	7,70	0,67	0,31	0,21	0,29	0,32	43,91	88,60	51,90	48,86
		30,44	11,63	6,10	0,26	0,29	0,23	0,29	0,43	43,73	66,62	66,03	26,05
		38,68	7,09	5,73	0,94	0,26	0,24	0,27	0,28	51,94	52,82	52,57	56,33
	D4	20,36	16,75	3,91	1,61	0,29	0,21	0,33	0,34	44,68	86,38	43,54	54,22
		42,70	21,92	5,53	0,46	0,31	0,22	0,26	0,31	49,99	78,89	74,52	51,79
		28,27	20,17	4,38	0,62	0,24	0,22	0,28	0,31	56,50	76,40	56,40	60,78

Wurzelbiomasse in den Lysimeterbeständen

Tab. VII: Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse (WTM) in den Lysimeterbeständen (Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm sowie Summe) im März 2002.

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V1	A2	845,25	442,56	155,76	62,37	1505,94	246,29	125,83	42,91	9,31	424,34
		974,66	1093,67	108,95	17,93	2195,21	246,29	125,83	42,91	9,31	424,34
		935,01	1010,68	99,88	46,17	2091,75	246,29	125,83	42,91	9,31	424,34
	B5	1216,61	2594,00	548,22	49,59	4408,42	241,89	403,51	72,63	10,00	728,03
		1928,00	663,34	225,41	139,45	2956,21	385,60	110,56	34,68	27,89	558,73
		1139,04	550,34	683,09	123,97	2496,44	300,00	119,10	65,43	25,00	509,53
	B7	1092,35	700,27	280,41	173,57	2246,60	200,00	138,35	55,51	35,00	428,86
		984,33	677,81	1379,29	271,08	3312,52	201,09	118,62	136,77	47,62	504,09
		958,84	1282,63	238,41	88,93	2568,80	184,28	195,41	41,58	24,81	446,07
	C3	1617,12	825,10	275,14	111,66	2829,02	351,55	143,75	38,46	17,46	551,22
		1140,00	1173,85	372,46	74,39	2760,70	300,00	202,68	48,42	15,00	566,11
		2200,56	1124,34	347,97	54,56	3727,43	330,81	181,83	40,11	13,46	566,21
	D5	949,20	846,32	196,61	74,39	2066,52	250,00	151,53	25,73	15,00	442,26
		949,20	985,68	293,60	74,39	2302,87	250,00	159,35	43,18	15,00	467,53
		2200,56	881,84	170,63	74,39	3327,42	330,81	155,00	22,33	15,00	523,14
V2	A5	2571,75	1016,11	173,32	29,89	3791,08	380,58	222,94	29,18	8,15	640,84
		529,66	642,00	57,27	19,45	1248,38	95,60	128,40	7,49	6,51	237,99
		1858,77	1115,56	280,12	12,27	3266,72	334,38	230,25	37,20	3,60	605,44
	B1	1775,11	686,18	338,37	24,22	2823,87	282,81	128,21	42,35	9,23	462,60
		914,63	473,36	204,44	36,70	1629,13	282,81	128,21	42,35	9,23	462,60
		1829,26	1827,07	694,71	36,70	4387,74	282,81	128,21	42,35	9,23	462,60
	C2	1313,78	1005,49	446,25	19,92	2785,45	218,63	177,04	57,60	5,53	458,79
		1596,49	2029,19	83,33	14,20	3723,20	392,43	237,50	15,57	4,17	649,66
		1825,25	991,85	219,72	15,19	3052,01	225,65	243,87	30,32	5,84	505,68
	C6	1372,96	1076,65	252,68	44,87	2747,16	196,86	250,60	46,58	8,09	502,13
		1707,31	687,86	8,78	26,19	2430,14	425,81	189,85	55,09	5,91	676,67
		4462,84	896,72	655,65	66,75	6081,96	415,19	225,57	68,64	8,77	718,16
	D3	2715,63	1114,15	206,13	7,79	4043,70	311,94	202,57	30,00	2,90	547,42
		1465,38	866,75	318,59	12,85	2663,58	165,22	187,80	47,68	3,79	404,49
		1070,10	844,62	70,28	38,75	2023,74	225,12	188,41	10,76	11,08	435,38
V3	A3	1513,33	368,44	362,27	135,80	2379,84	262,84	83,30	44,02	17,59	407,75
		1012,29	717,58	261,80	61,71	2053,37	258,24	115,17	28,56	10,39	412,35
		1216,58	736,62	534,76	55,92	2543,89	320,21	143,64	84,00	10,15	558,00
	B2	1283,03	1697,64	292,50	139,76	3412,93	213,11	241,10	36,90	24,56	515,68
		962,20	1103,19	590,80	121,09	2777,28	228,66	180,92	79,65	39,26	528,50
		1474,89	723,69	394,84	105,60	2699,03	280,33	114,73	53,11	22,22	470,40
	C1	2845,97	984,23	924,96	67,57	4822,73	569,19	199,77	115,11	14,23	898,30
		2018,89	731,47	216,07	121,80	3088,22	289,97	115,49	33,76	20,00	459,22
		1041,71	1802,44	750,33	153,66	3748,13	180,30	279,60	79,71	25,64	565,24
	C5	2006,13	652,68	733,92	174,39	3567,12	241,96	150,00	31,14	29,97	453,07
		1981,27	892,50	246,28	182,52	3302,57	241,96	150,00	31,14	29,97	453,07
		1535,94	892,50	176,02	227,77	2832,24	241,96	150,00	31,14	29,97	453,07
	D7	1094,79	878,16	278,18	182,71	2433,85	238,96	150,54	46,72	30,00	466,23
		1905,36	1020,20	567,28	204,91	3697,76	310,54	174,20	72,52	25,55	582,81
		1809,62	847,50	776,71	261,99	3695,83	341,00	154,83	85,88	36,46	618,18

Fortsetzung Tab. VII:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V4	A7	947,72	694,42	409,48	70,23	2121,85	203,08	125,66	52,24	7,30	388,28
		883,92	819,80	196,10	158,02	2057,84	203,08	125,66	52,24	7,30	388,28
		1324,88	819,80	310,89	198,31	2653,89	203,08	125,66	52,24	7,30	388,28
	B4	1269,60	705,57	1396,72	225,52	3597,41	194,74	120,36	139,39	30,00	484,49
		973,68	601,04	677,44	152,38	2404,54	190,92	100,45	79,83	34,56	405,76
		572,12	522,95	271,69	225,52	1592,28	129,22	73,05	35,18	30,00	267,44
	C4	1116,87	626,91	136,84	279,72	2160,34	204,28	90,02	19,27	29,31	342,88
		1016,00	806,93	414,96	261,60	2499,49	204,28	90,02	19,27	29,31	342,88
		1675,59	1193,39	183,03	261,60	3313,61	204,28	90,02	19,27	29,31	342,88
	D1	1442,31	705,11	863,63	95,92	3106,97	433,03	108,08	67,75	11,11	619,96
		1236,39	1975,60	949,79	139,06	4300,84	312,14	315,43	103,20	17,18	747,95
		1795,26	784,54	532,30	47,88	3159,98	433,03	108,08	67,75	11,11	619,96
	D6	667,63	722,20	434,65	123,29	1947,77	310,82	110,70	45,14	10,31	476,97
		1886,75	722,20	304,18	130,86	3044,00	310,82	110,70	45,14	10,31	476,97
		1439,89	697,00	388,16	44,34	2569,38	310,82	110,70	45,14	10,31	476,97
V5	A1	1314,25	880,39	972,79	61,67	3229,10	250,49	140,18	60,58	6,71	457,96
		1832,61	615,42	867,58	34,47	3350,07	359,69	137,61	87,75	2,74	587,80
		2381,37	1288,91	259,25	98,12	4027,66	287,56	219,53	37,97	13,54	558,60
	A4	2254,22	560,05	189,09	128,46	3131,81	292,38	113,73	23,38	14,27	443,76
		990,29	574,97	496,60	114,34	2176,20	285,71	114,99	62,89	12,58	476,17
		3980,24	662,81	444,83	67,29	5155,17	628,63	134,31	39,00	4,93	806,86
	B6	1171,75	608,15	323,60	115,99	2219,49	267,83	136,83	52,10	27,70	484,46
		561,65	659,48	833,03	199,12	2253,28	267,83	136,83	52,10	27,70	484,46
		1466,63	748,65	477,21	199,12	2891,61	267,83	136,83	52,10	27,70	484,46
	C7	682,80	768,63	219,30	26,89	1697,62	124,69	154,57	25,00	6,53	310,79
		555,90	603,13	130,26	61,81	1351,09	106,22	92,19	18,32	9,97	226,70
		796,79	603,13	263,59	86,67	1750,17	228,79	109,42	32,60	14,77	385,59
	D4	1204,61	898,28	292,50	143,71	2539,10	302,72	128,20	44,59	16,91	492,43
		1583,02	1388,21	408,42	121,56	3501,21	302,72	128,20	44,59	16,91	492,43
		1657,69	701,43	408,42	121,56	2889,10	302,72	128,20	44,59	16,91	492,43

Tab. VIII: Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse (WTM) in den Lysimeterbeständen (Bodentieffen 0-10, 10-25, 25-50, 50-70 cm sowie Summe) im Juni 2002.

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V1	A2	722,69	684,48	926,65	844,77	3178,58	168,19	128,68	95,25	55,30	447,42
		490,67	954,99	1296,79	1883,92	4626,37	111,40	239,21	159,64	123,96	634,21
		808,95	951,61	1405,99	881,66	4048,22	218,81	337,31	139,31	88,05	783,48
	B5	1191,30	606,71	1237,51	506,06	3541,58	273,06	112,29	134,50	56,33	576,17
		1686,56	988,14	1059,36	565,04	4299,10	352,04	289,98	118,02	55,83	815,86
		906,64	553,65	1813,27	535,40	3808,96	262,80	127,62	139,68	52,20	582,30
	B7	621,54	847,90	532,86	700,00	2702,29	145,93	172,29	100,10	70,00	488,32
		422,00	469,20	1513,47	711,14	3115,80	113,81	112,61	123,85	70,34	420,61
		1007,87	529,33	706,61	338,68	2582,49	186,99	107,69	79,02	44,80	418,50
	C3	3142,96	588,70	626,48	415,25	4773,39	523,83	109,46	74,76	56,98	765,03
		963,50	647,97	676,12	263,95	2551,54	199,21	107,69	71,97	45,36	424,23
		1419,56	646,95	752,92	139,13	2958,56	292,78	119,51	81,82	22,42	516,53
	D5	895,15	745,08	509,55	204,35	2354,12	226,34	147,18	71,09	33,67	478,28
		893,37	651,62	883,24	1087,50	3515,74	180,09	132,19	137,54	92,77	542,58
		883,43	704,66	755,31	211,89	2555,29	215,50	152,98	124,68	33,37	526,53

Fortsetzung Tab. VIII:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V2	A5	1031,54	592,08	263,17	307,31	2194,10	270,21	135,99	57,71	48,03	511,95
		490,23	490,31	648,80	906,65	2535,99	115,62	111,01	97,67	85,30	409,61
		885,48	773,95	769,79	690,35	3119,58	170,71	145,35	90,31	70,00	476,37
	B1	1174,70	1008,38	1961,23	1161,07	5305,38	139,67	174,85	136,41	106,57	557,50
		642,48	982,08	694,87	428,73	2748,16	119,18	157,87	84,49	57,65	419,19
		1004,16	820,10	774,90	642,44	3241,59	170,71	142,83	93,64	78,97	486,15
	C2	2036,47	1551,11	429,67	183,48	4200,73	300,06	229,41	78,31	29,98	637,77
		881,13	1243,36	511,20	247,02	2882,72	167,79	176,45	81,19	34,82	460,25
		1027,24	807,70	519,27	43,04	2397,25	149,58	149,61	74,98	7,89	382,06
	C6	924,96	724,47	687,03	323,50	2659,96	175,74	169,97	69,86	47,14	430,77
		925,20	860,36	467,11	575,19	2827,85	169,03	177,62	76,22	55,29	462,71
		1378,55	737,17	1951,8	1037,74	5105,28	263,01	165,86	146,44	112,80	478,16
	D3	662,53	646,02	1420,86	1956,53	4685,95	154,89	146,06	119,76	118,67	688,12
		606,46	573,42	1263,09	824,17	3267,14	152,53	125,03	133,37	84,89	539,38
		680,67	619,25	387,58	281,77	1969,26	160,00	131,14	81,23	36,22	495,8
V3	A3	437,02	332,61	815,62	1107,78	2693,03	105,76	88,14	119,91	115,18	408,58
		993,27	241,58	845,29	698,08	2778,23	312,84	69,79	129,26	64,48	429,00
		475,60	315,79	539,41	989,97	2320,77	172,29	81,58	90,24	79,93	576,37
	B2	529,44	649,19	347,70	171,51	1697,84	192,03	160,69	100,62	106,39	424,04
		371,93	612,18	1224,70	735,38	2944,19	135,49	147,16	147,02	126,02	559,73
		983,63	444,78	967,73	1980,91	4377,06	308,90	108,30	125,19	115,53	555,68
	C1	1016,21	548,18	718,71	443,29	2726,38	270,99	129,17	99,78	53,19	657,91
		998,38	821,69	1092,34	715,80	3628,20	242,46	171,51	134,13	70,51	553,13
		811,18	536,84	728,37	447,10	2523,48	194,33	111,20	104,28	36,82	618,62
	C5	373,41	307,88	757,95	413,38	1852,63	112,02	94,88	127,45	48,64	446,62
		593,31	603,39	621,39	325,19	2143,29	188,62	149,32	116,05	40,95	382,99
		663,67	431,34	859,44	950,30	2904,74	192,56	105,99	122,14	69,98	494,95
	D7	364,55	495,66	774,04	808,17	2442,42	128,99	130,27	160,26	58,94	490,67
		789,67	819,30	651,96	462,36	2723,29	227,03	152,81	122,08	40,79	478,46
		424,59	696,71	417,89	1003,60	2542,78	130,99	158,29	79,80	61,69	542,71
V4	A7	589,22	430,18	546,45	1061,65	2627,51	124,50	102,87	96,09	100,43	423,88
		595,28	938,62	347,90	90,34	1972,14	137,60	191,40	58,16	13,78	400,95
		644,08	524,52	508,43	187,47	1864,49	152,24	126,07	80,72	25,68	384,70
	B4	597,03	545,11	772,37	556,37	2470,87	134,81	129,35	108,71	70,53	443,41
		678,56	634,95	854,56	519,12	2687,18	147,34	150,91	124,11	60,98	483,34
		419,63	598,14	756,74	1005,87	2780,37	101,49	147,23	97,26	74,14	420,12
	C4	533,15	612,24	644,98	909,56	2699,93	126,99	154,91	108,38	69,78	460,06
		510,36	678,24	1042,62	694,55	2925,78	139,63	165,89	125,85	70,00	501,37
		645,17	602,52	595,42	281,08	2124,20	203,18	168,89	97,22	38,91	508,20
	D1	693,32	757,71	1429,85	270,58	3151,48	151,18	167,06	113,70	42,22	474,17
		620,40	793,91	797,68	631,11	2843,10	128,93	171,41	105,63	75,31	481,28
		837,76	602,52	1122,95	423,05	2986,28	157,92	145,15	78,77	51,74	433,58
	D6	581,62	733,63	507,19	204,84	2027,28	171,58	180,24	89,81	29,31	470,94
		605,04	549,93	600,04	1024,65	2779,66	149,31	164,06	59,48	58,93	431,77
		632,87	625,74	573,63	192,41	2024,66	150,00	167,48	41,69	29,51	388,68

Fortsetzung Tab. VIII:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
	A1	360,27	437,66	528,02	911,25	2237,19	78,76	123,42	72,69	64,14	339,00
		370,37	541,93	294,77	320,69	1527,76	97,12	136,33	68,94	39,92	342,30
		660,73	460,95	604,96	672,04	2398,68	136,03	124,54	58,61	48,38	367,55
	A4	448,10	297,30	572,52	555,17	1873,09	107,00	75,98	78,39	58,31	319,68
		532,53	517,30	589,19	1376,06	3015,08	174,38	127,48	79,74	116,57	498,17
		416,42	625,15	578,05	635,92	2255,53	116,60	140,42	104,73	74,67	436,41
V5	B6	723,39	338,59	615,09	805,61	2482,68	173,23	118,92	86,11	72,97	451,23
		515,04	496,00	825,91	716,62	2553,56	118,46	171,50	96,76	72,11	458,82
		718,25	401,41	880,01	744,24	2743,91	105,41	102,58	100,68	70,00	378,66
	C7	791,26	577,17	223,49	316,85	1908,78	199,75	186,40	137,82	44,87	568,83
		790,13	402,36	524,27	956,07	2672,82	148,15	136,97	93,75	79,35	458,22
		606,02	1243,33	530,53	433,29	2813,17	162,20	281,38	83,12	44,47	571,18
	D4	984,61	618,40	1229,80	1876,60	4709,41	216,79	136,53	100,62	115,15	569,09
		632,75	733,20	882,99	250,07	2499,02	121,20	157,64	114,38	82,84	476,06
		1521,26	547,17	578,16	119,72	2766,32	262,93	113,14	63,21	21,70	460,98

Tab. IX: Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse (WTM) in den Lysimeterbeständen (Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm sowie Summe) im September 2002.

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
	A2	968,65	730,43	381,58	292,84	2373,51	186,13	143,57	84,88	74,10	488,68
		2030,32	466,42	299,61	170,16	2966,50	327,16	94,95	67,29	40,55	529,94
		945,90	800,29	893,82	360,37	3000,38	173,58	149,44	134,44	82,79	540,25
	B5	1305,72	626,32	394,02	266,36	2592,42	290,60	143,04	85,09	60,00	578,72
		1181,76	834,54	696,69	124,01	2836,99	228,60	183,77	125,26	28,15	565,78
		863,93	445,66	200,38	330,11	1840,08	149,22	88,32	50,96	83,06	371,56
V1	B7	1201,13	1368,81	424,57	98,31	3092,82	222,79	232,28	94,49	25,73	575,28
		900,85	1062,00	1015,59	341,25	3319,68	166,61	212,40	164,76	70,78	614,54
		717,05	431,38	215,51	214,55	1578,50	126,43	88,77	39,63	53,88	308,71
	C3	1842,34	578,41	312,96	163,40	2897,11	326,68	141,30	71,53	50,00	589,51
		2352,89	632,22	260,97	221,97	3468,05	473,39	155,11	59,15	38,05	725,70
		1239,87	297,47	266,46	74,44	1878,25	271,22	69,41	51,32	20,55	412,50
	D5	1276,26	644,52	298,34	266,97	2486,09	234,64	139,65	66,57	70,62	511,47
		1557,44	763,22	1139,86	362,47	3822,99	271,60	172,55	202,81	76,97	723,94
		1801,69	725,78	987,06	548,30	4062,83	326,44	143,58	158,57	88,80	717,38
	A5	1310,40	591,69	638,85	320,31	2861,24	279,74	141,67	129,53	67,03	617,96
		810,91	334,67	333,70	213,77	1693,04	209,56	78,65	70,91	39,47	398,58
		895,51	590,35	320,79	161,48	1968,12	199,41	133,25	65,05	36,84	434,55
	B1	697,02	531,32	358,79	183,18	1770,31	164,17	131,56	82,98	52,65	431,37
		1155,58	573,15	473,76	269,98	2472,47	218,28	140,00	90,00	60,00	508,28
		1255,56	657,82	1062,70	348,61	3324,69	246,50	150,12	146,95	67,59	611,16
V2	C2	852,41	441,68	216,86	67,42	1578,37	221,98	100,00	59,53	19,20	400,71
		674,24	567,32	340,66	129,65	1711,87	164,92	156,65	79,79	32,21	433,56
		821,65	597,66	650,15	185,05	2254,52	198,49	148,58	112,34	38,78	498,19
	C6	962,99	497,58	474,49	78,22	2013,28	216,44	141,68	98,46	21,12	477,71
		683,53	226,80	238,19	280,17	1428,69	145,70	63,00	65,18	40,00	313,88
		1033,99	831,60	628,70	179,99	2674,28	188,33	183,96	127,50	63,74	563,53
	D3	1357,11	533,35	591,12	186,72	2668,31	252,96	133,34	104,39	43,43	534,12
		1013,00	845,04	917,66	413,28	3188,98	220,26	204,15	162,24	93,35	680,00
		531,06	433,35	597,59	248,67	1810,66	115,70	110,84	95,35	50,51	372,39

Fortsetzung Tab. IX:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V3	A3	1123,06	622,53	455,18	622,97	2823,75	203,09	136,13	80,11	92,11	511,44
		1083,45	983,82	652,94	514,44	3234,64	216,69	234,79	109,80	120,77	682,06
		643,99	730,91	642,37	554,10	2571,36	113,59	178,95	104,41	114,54	511,49
	B2	795,50	522,93	381,07	380,96	2080,46	146,93	145,26	80,27	134,67	507,13
		1055,30	1149,17	548,57	306,70	3059,74	231,25	202,55	105,86	77,33	616,99
		771,68	557,37	931,06	359,21	2619,31	144,11	109,76	153,58	90,35	497,80
	C1	725,19	498,03	299,22	189,78	1712,21	214,77	118,70	82,06	72,35	487,88
		701,98	1133,40	1030,51	351,25	3217,13	181,04	259,18	170,69	102,94	713,85
		1082,83	790,52	465,63	376,40	2715,38	268,87	310,44	90,85	87,08	757,25
	C5	1008,08	827,33	1021,66	777,64	3634,71	243,07	207,51	179,87	148,19	778,63
		711,34	574,86	545,13	452,75	2284,08	148,91	179,47	116,52	126,52	571,41
		810,23	769,58	955,42	1212,35	3747,58	215,75	158,04	205,73	135,03	714,55
	D7	1139,97	724,20	880,55	323,72	3068,45	242,13	188,01	155,56	95,60	681,30
		945,25	552,47	773,50	525,11	2796,33	180,63	149,57	165,13	89,68	585,01
		1074,02	714,61	602,18	420,42	2811,23	189,37	141,55	120,21	90,00	541,12
V4	A7	664,81	623,85	437,42	292,21	2018,29	132,96	151,63	117,53	90,87	493,00
		1124,68	885,50	818,44	439,81	3268,43	224,94	203,40	149,94	90,57	668,85
		830,23	651,36	399,60	457,43	2338,61	170,76	141,71	79,26	75,51	467,25
	B4	1008,72	931,62	455,09	279,69	2675,12	161,04	208,51	94,33	76,29	540,17
		603,80	567,84	332,04	359,12	1862,80	110,38	133,98	85,89	80,00	410,25
		534,22	466,51	383,09	339,46	1723,29	110,59	108,27	87,82	78,91	385,59
	C4	1115,31	684,50	431,92	284,00	2515,73	199,63	166,36	108,74	80,03	554,76
		814,05	911,81	451,09	418,92	2595,87	160,96	178,85	94,40	87,11	521,33
		1303,55	1299,69	753,82	260,70	3617,76	244,88	255,61	128,42	52,14	681,05
	D1	2262,59	989,63	566,44	231,71	4050,38	389,20	209,87	99,24	54,48	752,79
		943,56	721,98	309,86	149,97	2125,37	237,74	170,49	76,48	45,00	529,71
		1113,26	673,21	529,40	202,01	2517,88	269,82	151,90	116,73	37,70	576,16
	D6	1149,17	1408,34	895,63	522,75	3975,90	246,93	279,91	153,57	114,77	795,17
		1537,81	840,47	544,90	454,71	3377,89	250,96	188,89	129,14	84,07	653,05
		996,29	908,64	671,09	403,01	2979,02	156,43	169,26	109,97	87,59	523,24
V5	A1	769,02	437,80	229,38	226,26	1662,46	139,16	114,17	58,37	61,74	373,44
		783,30	532,09	250,62	187,27	1753,27	160,35	134,33	59,27	48,71	402,66
		2041,58	568,82	325,97	260,67	3197,03	368,95	138,76	82,10	58,05	647,85
	A4	635,85	432,65	187,49	184,57	1440,56	192,60	109,03	49,65	72,53	423,81
		650,66	557,71	283,00	281,84	1773,21	132,84	136,89	70,65	75,00	415,38
		1078,19	1064,58	689,52	341,38	3173,68	188,91	237,62	96,25	78,52	601,30
	B6	817,87	395,43	187,14	146,19	1546,63	212,46	100,02	41,05	41,52	395,05
		803,08	568,82	744,00	360,90	2476,80	234,39	138,76	138,20	86,82	598,16
		1148,59	758,42	278,17	248,91	2434,09	186,76	169,78	59,93	70,00	486,48
	C7	2550,98	1012,39	328,56	272,38	4164,31	499,07	226,71	73,31	68,35	867,43
		746,44	707,05	657,67	333,45	2444,61	159,42	176,76	130,71	86,81	553,70
		1011,12	493,97	665,18	407,00	2577,26	243,97	114,98	112,38	91,00	562,32
	D4	1071,14	568,82	310,48	232,84	2183,28	265,50	169,78	67,07	66,88	569,23
		1239,83	508,49	476,24	155,65	2380,21	320,84	161,17	121,64	40,00	643,64
		812,42	789,05	494,89	159,83	2256,19	202,64	190,61	72,28	32,96	498,49

Tab. X: Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse (WTM) in den Lysimeterbeständen (Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm sowie Summe) im Juni 2003.

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V1	A2	468,23	850,08	191,12	45,05	1554,47	129,45	176,63	48,43	10,30	364,81
		668,77	899,56	253,44	24,32	1846,10	189,33	170,54	47,29	1,62	408,78
		1412,90	2483,16	1476,91	377,88	5750,84	340,04	378,56	197,80	48,62	965,02
	B5	667,27	532,00	385,05	629,64	2213,96	166,09	168,93	103,65	95,72	534,40
		1161,72	992,31	952,59	444,95	3551,57	256,21	172,74	154,70	59,79	643,43
		631,00	404,28	367,26	424,17	1826,70	136,35	100,15	78,96	71,91	387,37
	B7	308,83	329,27	15,74	34,53	688,37	154,42	110,07	2,89	6,29	273,66
		1950,12	3495,16	1140,64	317,51	6903,42	499,54	632,50	205,99	46,68	1384,71
		643,64	933,55	617,45	136,94	2331,57	155,63	219,66	103,61	18,28	497,18
	C3	957,93	809,33	407,15	147,75	2322,16	222,38	173,29	73,81	27,07	496,55
		665,99	1106,88	346,97	176,03	2295,87	181,55	234,29	73,07	31,11	520,03
		1137,71	746,67	497,76	169,98	2552,11	236,07	209,07	87,24	32,30	564,68
	D5	613,71	644,86	83,44	74,20	1416,21	157,15	187,77	25,55	18,60	389,07
		948,46	1306,67	1221,99	600,98	4078,10	304,99	352,80	226,38	69,60	953,77
		1512,97	666,73	339,08	236,67	2755,45	310,39	162,98	70,97	40,49	584,83
	A5	435,32	234,94	502,13	123,93	1296,31	185,26	77,44	89,48	20,62	372,80
		398,21	283,36	885,51	105,40	1672,48	113,34	70,20	212,26	20,01	415,80
		110,78	509,48	130,97	135,19	886,42	28,20	127,69	18,44	20,00	194,33
	B1	968,12	614,78	403,33	278,48	2264,70	261,60	148,68	72,39	45,57	528,23
		650,47	1076,03	1142,87	560,53	3429,90	179,90	274,64	212,89	78,20	745,63
		571,80	212,70	252,86	61,92	1099,29	167,53	58,81	37,80	16,97	281,10
	C2	365,89	365,63	44,26	41,66	817,45	128,06	80,18	7,55	12,59	228,38
		401,26	485,19	645,73	122,79	1654,97	153,48	160,24	104,43	23,32	441,48
		527,99	419,07	696,23	91,77	1735,07	166,22	103,80	145,11	21,69	436,82
	C6	795,84	291,70	236,20	169,76	1493,51	215,34	76,10	51,49	37,39	380,31
		628,25	492,36	300,17	265,07	1685,85	152,43	103,66	64,25	42,88	363,21
		838,06	604,96	566,31	279,84	2289,17	177,71	125,45	111,93	46,77	461,86
	D3	932,94	520,92	667,37	927,33	3048,56	205,65	115,97	120,39	74,72	516,73
		925,01	629,49	513,46	266,61	2334,57	230,78	154,45	109,80	45,59	540,62
		477,50	1229,29	1048,09	574,39	3329,28	155,42	245,86	172,92	86,16	660,36
V3	A3	218,65	289,76	260,20	142,53	911,15	58,94	80,34	63,87	28,85	232,00
		526,48	469,01	377,59	360,79	1733,87	162,86	134,59	87,14	61,28	445,86
		359,41	616,56	263,35	391,73	1631,06	105,67	180,33	82,17	76,26	444,42
	B2	290,26	328,72	457,72	681,90	1758,60	78,58	97,28	105,57	112,78	394,20
		384,49	359,21	282,68	532,67	1559,06	89,47	94,46	74,50	88,13	346,56
		441,43	368,87	439,59	242,05	1491,95	133,14	105,30	119,77	49,41	407,61
	C1	646,06	743,25	247,03	148,67	1785,00	188,14	205,93	74,11	39,50	507,67
		594,81	551,35	223,91	196,77	1566,83	154,94	156,10	61,90	40,70	413,65
		929,41	1113,23	345,86	404,45	2792,95	207,10	267,18	96,10	81,63	652,02
	C5	414,70	596,54	611,54	222,59	1845,38	128,78	165,00	94,92	51,85	440,55
		647,76	554,26	517,37	500,49	2219,88	141,47	171,56	87,11	93,55	493,68
		693,20	542,32	831,61	299,17	2366,30	183,88	149,31	100,91	72,90	506,99
	D7	1395,05	916,23	1469,66	650,10	4431,04	295,81	249,45	223,53	109,59	878,39
		869,07	530,53	1105,27	274,12	2778,99	178,23	146,56	149,13	60,26	534,18
		1724,42	813,41	1148,38	176,19	3862,40	349,09	228,81	149,18	38,85	765,94

Fortsetzung Tab. X:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V4	A7	227,20	353,46	200,06	100,63	881,35	72,42	114,55	50,81	23,48	261,25
		645,50	362,76	195,87	177,31	1381,43	172,60	129,27	51,97	42,80	396,65
		427,92	219,58	229,54	30,23	907,27	171,88	97,15	57,25	7,13	333,41
	B4	295,80	296,80	134,55	227,12	954,26	84,80	103,55	40,89	49,05	278,29
		596,68	226,04	295,84	161,65	1280,21	157,24	81,11	69,81	51,94	360,10
		307,69	292,02	269,65	228,34	1097,70	77,21	91,59	69,11	50,30	288,21
	C4	878,80	437,69	385,25	435,37	2137,11	189,53	128,04	84,17	74,43	476,18
		780,02	947,35	295,04	131,31	2153,72	186,53	238,15	81,66	34,32	540,67
		853,93	565,42	391,50	141,73	1952,59	213,14	173,62	97,35	33,10	517,21
	D1	614,65	420,09	156,52	177,01	1368,27	145,54	129,31	49,30	34,21	358,36
		328,07	406,39	249,17	189,70	1173,33	94,14	116,67	67,67	30,49	308,98
		127,06	324,84	121,19	120,20	693,29	49,49	111,37	40,57	23,57	225,00
	D6	502,86	435,31	243,92	319,08	1501,15	148,73	130,59	68,67	66,72	414,71
		833,30	504,40	314,75	193,37	1845,83	235,98	159,95	97,55	52,57	546,05
		509,94	745,88	789,27	750,53	2795,62	128,19	215,11	162,45	110,81	616,56
V5	A1	589,90	586,04	270,63	129,25	1575,83	166,31	138,33	63,99	29,10	397,73
		669,26	436,87	180,49	128,67	1415,30	157,86	78,75	31,78	31,76	300,14
		702,53	606,61	521,58	370,33	2201,06	186,14	157,86	126,85	79,22	550,06
	A4	298,50	394,53	249,30	63,67	1006,01	96,66	117,70	61,56	18,95	294,87
		773,20	438,45	266,74	129,70	1608,09	140,45	103,58	64,27	30,19	338,49
		1079,82	831,63	578,83	335,42	2825,71	241,50	199,07	117,77	61,55	619,89
	B6	664,83	633,27	617,60	684,21	2599,90	153,65	157,34	155,93	107,74	574,66
		654,17	384,90	318,60	475,47	1833,14	198,32	112,77	85,13	106,18	502,39
		540,44	456,44	516,18	553,65	2066,70	131,46	106,27	140,94	88,08	466,75
	C7	1367,38	648,87	605,28	987,63	3609,16	308,40	198,63	154,74	112,93	774,70
		853,49	789,42	584,56	275,14	2502,61	182,47	188,66	128,19	45,11	544,43
		475,73	720,89	309,61	222,60	1728,82	90,18	150,30	86,60	75,61	402,68
	D4	530,77	378,36	464,57	369,81	1743,52	128,39	119,59	144,59	88,51	481,08
		1546,96	683,17	264,47	226,69	2721,29	247,96	104,84	75,06	64,67	492,54
		832,19	710,12	237,09	466,56	2245,97	153,15	171,39	66,38	72,21	463,13

Tab. XI: Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse (WTM) in den Lysimeterbeständen (Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm sowie Summe) im September 2003.

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V1	A2	293,50	322,52	125,39	38,48	779,90	69,43	102,02	38,16	15,39	225,00
		218,80	300,36	55,70	61,89	636,75	61,26	81,62	22,81	19,34	185,04
		1986,73	679,66	523,84	94,56	3284,79	312,73	145,08	79,66	34,88	572,34
	B5	463,55	825,73	632,03	79,09	2000,40	109,16	192,45	122,92	26,27	450,80
		217,37	525,46	512,98	342,35	1598,16	47,22	129,74	93,20	69,62	339,78
		1502,36	1665,27	807,75	626,15	4601,52	249,67	320,55	149,81	89,31	809,34
	B7	414,52	378,77	68,26	40,69	902,25	98,45	87,95	14,74	15,28	216,43
		2869,72	4187,04	1652,29	261,87	8970,93	516,55	740,40	227,33	42,96	1527,24
		3067,71	2237,66	331,60	36,39	5673,36	509,82	443,31	48,78	14,55	1016,47
	C3	1296,91	1137,21	86,97	34,11	2555,20	244,25	220,00	23,37	13,65	501,27
		1623,10	1065,44	130,33	37,54	2856,40	334,39	215,57	28,51	15,02	593,48
		922,00	2107,86	298,69	39,27	3367,82	177,71	286,49	48,44	15,71	528,34
	D5	728,11	1361,78	131,74	33,57	2255,20	144,89	254,51	23,55	13,43	436,37
		1208,96	1050,48	222,93	80,78	2563,15	251,43	228,59	49,54	21,68	551,25
		940,38	714,53	203,65	48,76	1907,32	204,11	142,23	49,99	13,11	409,44

Fortsetzung Tab. XI:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V2	A5	565,21	209,16	195,22	14,70	984,29	164,98	66,44	55,00	5,88	292,30
		468,45	356,90	372,95	9,68	1207,97	85,64	81,23	86,93	3,87	257,67
		127,55	495,44	65,45	73,94	762,38	28,20	127,69	18,44	20,00	194,33
	B1	721,64	601,77	161,88	10,32	1495,61	174,71	200,38	49,12	4,13	428,35
		473,67	701,88	586,99	24,70	1787,24	109,54	213,64	124,63	8,83	456,64
		528,25	616,44	252,16	239,57	1636,43	109,27	181,20	53,48	50,45	394,40
	C2	1017,89	996,26	177,47	50,86	2242,48	208,89	202,38	50,00	15,42	476,70
		1016,46	1269,99	241,45	108,21	2636,11	283,16	399,58	60,22	29,03	771,99
		2097,57	322,61	298,93	91,06	2810,17	562,56	116,50	91,06	31,91	802,04
	C6	799,28	440,45	119,58	275,06	1634,37	177,04	102,77	25,03	64,24	369,08
		672,66	784,56	46,73	13,44	1517,39	131,64	149,56	12,64	5,38	299,22
		749,69	688,45	50,19	41,23	1529,56	179,63	128,93	11,99	12,97	333,52
	D3	314,97	617,61	49,40	25,11	1007,10	75,74	70,00	12,90	8,98	167,62
		2168,80	270,94	172,99	29,98	2642,71	296,67	128,37	44,64	8,67	478,35
		385,11	153,45	124,85	39,59	702,90	89,15	33,76	25,80	13,57	162,28
V3	A3	399,10	995,24	324,47	102,84	1821,65	106,18	161,42	75,07	31,74	374,40
		420,64	665,78	159,30	266,68	1512,40	104,41	104,80	56,55	64,74	330,50
		443,62	1473,18	573,37	156,77	2646,94	113,12	248,18	104,54	53,30	519,14
	B2	712,66	982,57	392,69	113,28	2201,21	202,04	192,13	95,29	46,88	536,34
		340,67	677,31	139,99	112,58	1270,54	90,60	142,92	41,16	44,47	319,15
		624,41	726,81	136,89	129,78	1617,88	159,96	157,27	35,16	43,10	395,49
	C1	763,05	698,38	111,09	42,62	1615,15	174,83	160,07	31,94	15,50	382,34
		279,59	1237,21	282,20	191,48	1990,49	66,22	259,08	66,78	53,30	445,38
		847,30	1003,29	279,14	47,02	2176,75	168,00	194,43	70,05	17,10	449,58
	C5	441,72	931,49	181,24	79,13	1633,58	93,41	186,30	21,15	29,41	330,27
		752,73	995,01	134,03	59,34	1941,12	164,30	212,52	28,15	23,37	428,33
		517,43	1262,36	35,72	20,57	1836,08	110,44	241,63	10,44	8,23	370,74
	D7	725,43	521,24	74,29	45,16	1366,13	171,53	116,81	27,52	20,59	336,45
		354,21	651,54	71,54	21,38	1098,66	76,74	129,67	19,26	8,55	234,23
		1062,10	1068,72	128,90	22,41	2282,13	174,07	211,85	27,97	8,97	422,85
V4	A7	945,89	957,59	234,83	27,56	2165,87	204,82	203,11	68,42	8,35	484,70
		974,56	1135,66	617,11	172,13	2899,46	211,77	227,73	148,11	63,97	651,57
		641,68	1100,86	115,65	22,39	1880,58	148,02	222,58	37,59	7,46	415,65
	B4	795,89	809,56	496,22	113,75	2215,41	121,55	170,00	124,93	40,11	456,59
		547,33	891,56	516,08	368,27	2323,25	112,42	169,28	113,36	75,41	470,48
		291,91	619,04	122,70	32,54	1066,20	69,24	142,86	40,32	9,86	262,28
	C4	1127,04	924,67	157,48	87,85	2297,04	192,04	182,48	40,00	30,10	444,62
		1168,85	1022,37	166,06	30,74	2388,02	217,07	193,65	35,25	10,25	456,22
		1062,90	708,59	336,08	143,82	2251,39	223,06	189,56	82,41	38,66	533,69
	D1	789,48	1172,84	307,20	108,70	2378,23	151,19	221,81	74,65	33,71	481,35
		625,54	743,42	206,69	124,21	1699,87	184,07	176,64	59,10	29,78	449,58
		914,73	1021,49	146,03	38,80	2121,04	197,82	241,00	39,51	11,41	489,74
	D6	632,70	569,05	108,82	16,16	1326,74	152,96	139,17	34,12	5,95	332,20
		646,45	583,85	119,92	20,37	1370,58	127,84	132,42	32,47	6,79	299,51
		871,48	973,62	108,12	15,57	1968,80	163,22	166,82	24,55	5,19	359,77

Fortsetzung Tab. XI:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
	A1	451,54	542,78	259,48	91,37	1345,17	113,23	127,49	83,31	37,52	361,55
		360,71	147,77	63,49	13,20	585,17	66,37	37,26	21,81	7,04	132,48
		419,76	509,28	356,39	103,50	1388,93	98,89	121,84	88,26	41,10	350,10
	A4	710,76	954,10	349,01	97,53	2111,40	140,02	222,41	48,09	35,13	445,65
		869,70	337,64	189,16	32,14	1428,64	178,93	81,81	46,61	10,97	318,32
		553,08	1205,97	155,20	155,90	2070,14	132,74	235,36	47,94	56,53	472,57
V5	B6	510,10	825,80	406,62	47,29	1789,81	119,51	165,16	87,13	13,24	385,04
		867,17	807,66	568,59	137,05	2380,47	166,88	171,15	105,01	41,02	484,06
		733,65	1000,69	443,86	79,60	2257,80	147,43	201,41	84,09	29,45	462,38
	C7	1118,21	912,29	63,49	34,11	2128,11	240,23	203,02	15,46	11,90	470,61
		726,19	811,26	135,60	36,73	1709,78	150,37	164,79	33,63	15,52	364,30
		675,23	825,88	104,45	20,33	1625,88	134,33	180,02	21,99	6,50	342,84
	D4	911,65	935,30	208,86	60,30	2116,11	182,33	184,48	42,05	15,08	423,94
		622,55	597,19	78,07	91,53	1389,34	134,76	121,38	22,88	29,71	308,74
		838,02	1087,46	77,04	65,31	2067,83	205,50	190,14	23,11	13,06	431,81

Tab. XII: Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse (WTM) in den Lysimeterbeständen (Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm sowie Summe) im Juni 2004.

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
	A2	1153,39	920,28	506,65	71,34	2651,66	393,04	292,99	123,50	20,26	829,78
		1066,72	808,56	472,77	73,41	2421,46	391,42	274,91	126,70	22,22	815,26
		992,41	1942,86	542,03	49,81	3527,12	353,44	460,35	137,95	16,27	968,00
	B5	1489,27	511,70	283,90	150,47	2435,35	611,76	185,83	89,11	29,21	915,91
		1317,75	733,34	418,58	156,68	2626,35	515,60	264,56	100,12	34,35	914,63
		1896,31	691,01	226,52	107,11	2920,96	717,50	267,19	77,99	26,95	1089,63
V1	B7	3040,18	529,48	172,61	89,23	3831,50	944,72	196,66	53,51	23,68	1218,57
		782,25	581,52	329,14	274,26	1967,18	326,98	201,66	88,98	45,65	663,27
		1938,49	472,67	584,26	120,16	3115,59	727,61	165,90	154,03	28,54	1076,08
	C3	2639,15	583,96	233,61	35,75	3492,47	891,51	210,23	84,98	11,07	1197,78
		816,76	817,97	184,86	202,32	2021,91	274,14	236,30	59,21	28,67	598,33
		897,90	707,17	1280,78	416,97	3302,82	510,97	238,21	268,16	74,68	1092,02
	D5	720,28	822,09	528,98	294,81	2366,17	298,53	284,00	166,17	44,92	793,62
		1593,51	1015,48	393,86	47,16	3050,01	580,11	301,87	108,46	8,39	998,84
		1924,40	784,69	388,32	40,53	3137,94	633,41	297,26	123,35	11,91	1065,93
	A5	895,35	482,55	165,95	304,39	1848,24	391,03	190,29	47,57	85,05	713,94
		421,77	288,16	506,97	268,00	1484,89	166,95	96,35	132,91	90,00	486,21
		724,65	216,63	89,21	108,04	1138,54	279,90	64,99	21,75	95,68	462,3
	B1	692,06	638,85	393,27	54,90	1779,07	269,54	214,47	126,50	89,64	700,15
		965,15	513,12	562,75	184,26	2225,27	402,88	187,84	187,58	60,00	838,30
		614,74	698,04	622,56	133,78	2069,12	237,76	281,97	210,48	34,28	764,50
V2	C2	579,03	694,71	341,71	63,15	1678,60	253,67	299,82	134,46	23,61	711,57
		781,24	566,51	492,48	47,85	1888,08	338,23	216,55	153,87	10,11	718,76
		1228,50	268,15	355,13	124,78	1976,56	554,19	95,64	103,21	29,98	783,02
	C6	1102,57	687,48	278,02	147,53	2215,60	404,86	201,66	88,96	30,22	725,71
		1734,73	576,96	661,72	18,51	2991,92	567,90	231,67	172,38	5,85	977,79
		1299,77	460,14	341,80	65,12	2166,83	488,53	168,13	98,06	19,27	773,99
	D3	793,47	791,81	451,93	243,99	2281,20	493,21	274,43	150,02	46,18	963,85
		649,96	288,50	82,16	21,15	1041,77	238,93	109,99	33,96	7,05	389,93
		1334,18	784,04	362,44	421,95	2902,62	512,80	257,74	115,27	46,93	932,74

Fortsetzung Tab. XII:

Variante	Plot	WFM (g m ⁻²)					WTM (g m ⁻²)				
		0-10	10-25	25-50	50-70	Summe	0-10	10-25	25-50	50-70	Summe
V3	A3	1462,45	921,67	212,76	79,50	2676,39	476,34	309,09	74,34	22,17	881,93
		1114,83	969,49	402,24	243,17	2729,72	365,32	324,69	142,43	60,00	892,44
		1179,34	794,64	620,03	482,18	3076,18	394,53	276,28	229,62	100,75	1001,17
	B2	2176,37	544,30	629,74	226,28	3576,69	602,75	225,62	191,63	59,37	1079,37
		1624,42	608,16	474,76	178,49	2885,83	562,69	202,72	137,04	41,67	944,12
		1876,85	1121,84	650,58	248,46	3897,73	596,57	354,65	164,99	58,90	1175,10
	C1	1830,13	1068,01	504,40	130,21	3532,75	623,08	364,22	161,67	34,39	1183,36
		1412,27	1091,85	399,41	297,45	3200,98	442,17	388,21	136,22	82,67	1049,29
		3851,03	1216,91	458,82	194,95	5721,71	1109,70	381,54	162,70	55,41	1709,35
	C5	1564,44	1019,98	439,46	177,99	3201,88	417,73	355,17	169,96	47,05	989,91
		2612,10	987,17	446,56	313,02	4358,84	707,93	338,33	178,89	65,78	1290,92
		1924,24	687,31	283,96	95,04	2990,56	567,99	237,85	105,62	31,77	943,23
	D7	3581,10	890,30	301,59	172,01	4945,01	796,92	250,57	105,42	49,40	1202,31
		1573,15	762,92	303,47	183,10	2822,63	502,91	255,18	103,02	38,99	900,10
		2838,59	897,05	254,59	107,64	4097,88	768,09	290,86	95,01	23,79	1177,75
V4	A7	1550,72	883,13	465,43	98,70	2997,97	615,28	274,95	144,71	27,72	1062,66
		1357,74	1130,36	328,05	148,48	2964,63	525,05	375,87	98,69	35,51	1035,12
		1884,51	1198,24	348,29	170,19	3601,23	638,98	370,93	107,55	43,83	1161,29
	B4	1383,97	767,09	415,82	163,91	2730,78	497,53	212,35	114,07	38,51	862,46
		1385,80	914,82	704,92	475,99	3481,52	445,19	247,54	184,69	82,07	959,48
		1498,62	1059,33	617,11	207,49	3382,54	469,62	374,91	150,23	53,61	1048,37
	C4	4035,11	1597,55	618,33	365,07	6616,07	1109,66	516,42	182,98	84,55	1893,61
		2781,25	891,54	383,35	220,69	4276,84	932,90	291,30	118,10	57,57	1399,87
		1814,37	1509,71	758,23	251,64	4333,95	532,27	508,24	200,05	52,70	1293,26
	D1	1772,35	820,99	591,37	151,45	3336,15	592,20	276,40	151,07	36,70	1056,37
		1103,03	476,31	244,63	144,67	1968,63	374,38	158,77	78,95	38,17	650,27
		1728,22	950,66	538,84	130,08	3347,80	526,74	308,27	157,21	35,03	1027,24
	D6	1778,76	1640,58	821,11	250,29	4490,75	542,02	473,08	205,56	53,30	1273,96
		2020,71	1034,41	408,96	182,13	3646,21	613,21	281,95	115,35	38,09	1048,60
		1725,15	913,27	478,32	178,34	3295,09	528,87	270,33	143,22	44,68	987,10
V5	A1	1631,03	505,35	411,96	123,83	2672,16	545,46	190,35	133,38	35,42	904,61
		2253,52	567,44	301,74	174,10	3296,81	642,08	230,37	99,14	43,34	1014,92
		1253,63	741,47	343,55	53,31	2391,95	442,72	262,04	102,78	15,80	823,33
	A4	1320,20	633,28	490,71	173,70	2617,89	447,87	239,62	157,42	45,20	890,11
		2086,46	601,32	497,09	95,84	3280,71	683,80	231,21	149,41	23,38	1087,80
		1647,51	699,77	401,42	136,83	2885,52	556,37	253,45	119,29	36,74	965,85
	B6	1274,94	770,82	329,24	112,40	2487,41	481,64	224,39	99,64	28,53	834,21
		914,13	819,90	571,46	149,70	2455,19	340,16	266,47	167,34	40,51	814,47
		1877,40	867,32	545,47	463,79	3753,98	618,78	243,19	140,10	88,58	1090,65
	C7	2226,65	832,43	755,81	107,07	3921,96	691,09	275,03	222,64	27,30	1216,06
		2063,75	737,42	603,07	75,99	3480,22	696,06	261,91	138,68	19,82	1116,47
		2036,36	484,29	503,41	116,10	3140,15	744,60	201,23	163,39	33,26	1142,48
	D4	1383,62	884,68	498,99	289,16	3056,45	455,63	290,92	134,81	59,36	940,73
		3206,42	1286,25	441,82	72,14	5006,63	854,14	416,75	111,32	17,88	1400,08
		1315,44	1160,00	403,82	93,75	2973,01	500,22	395,91	116,53	20,49	1033,16

Kohlenstoff- und Mineralstoffgehalte der Wurzeltrockenmasse in den Lysimeterbeständen

Tab. XIII: Gehalte an Kohlenstoff in der Wurzeltrockenmasse der Lysimeterbestände in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im März 2002.

Variante	Plot	Kohlenstoff (%)			
		0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	32,00	45,00	19,27	33,01
	B5	32,47	32,00	32,00	42,57
	B7	31,60	32,00	32,00	13,82
	C3	33,34	32,00	32,00	32,66
	D5	38,23	32,03	32,00	33,33
V2	A5	32,00	32,00	32,00	38,54
	B1	26,95	36,65	37,14	22,24
	C2	32,00	32,00	32,00	32,00
	C6	32,00	32,00	28,66	32,00
	D3	32,00	32,00	45,98	32,00
V3	A3	32,00	32,00	32,00	32,00
	B2	32,00	32,00	32,00	32,00
	C1	32,00	32,00	32,00	31,96
	C5	39,59	23,01	55,21	29,27
	D7	32,00	32,00	32,00	22,82
V4	A7	30,57	32,00	23,21	55,96
	B4	32,00	32,00	32,00	35,09
	C4	37,97	43,34	50,58	32,00
	D1	28,07	19,75	37,39	39,31
	D6	27,15	31,62	28,85	67,91
V5	A1	32,00	32,00	32,00	32,00
	A4	32,00	32,00	32,00	32,00
	B6	32,00	33,57	44,73	32,00
	C7	32,00	32,00	32,00	32,00
	D4	30,10	42,99	32,00	32,00

Tab. XIV: Gehalte an C, N, P, K, Ca und Mg in der Wurzeltrockenmasse der Lysimeterbestände in den Bodentieffen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im Juni 2002; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		Kohlenstoff (%)				Stickstoff (%)				Phosphor (mg g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	28,64	30,05	36,96	35,30	0,30	0,50	0,28	0,41	0,50	0,66	0,61	0,47
	B5	28,19	31,24	36,85	34,68	0,57	0,13	0,61	0,63	0,99	0,81	0,82	0,60
	B7	27,53	31,78	32,44	33,24	0,56	0,29	0,61	0,47	0,97	0,85	0,63	0,65
	C3	29,11	31,23	35,79	32,13	0,37	0,75	0,36	0,35	0,94	0,90	0,53	0,52
	D5	26,31	29,50	34,99	34,31	0,39	0,33	0,25	0,60	0,91	0,85	0,53	0,51
V2	A5	27,50	32,88	36,39	34,41	n. b.	0,47	0,46	0,58	1,12	1,04	0,57	0,44
	B1	27,50	30,25	35,22	33,33	n. b.	0,68	0,67	0,42	1,06	0,98	0,81	0,52
	C2	27,50	30,14	33,59	31,64	n. b.	0,60	0,29	0,27	0,78	1,35	0,46	0,39
	C6	25,50	32,06	33,51	32,45	0,69	0,44	0,23	0,77	1,14	0,96	0,63	0,69
	D3	29,89	33,76	33,60	34,30	0,56	0,44	0,60	0,64	1,62	0,82	0,37	n. b.
V3	A3	17,06	24,14	34,14	34,82	0,32	0,25	0,67	0,88	0,87	1,07	0,98	0,93
	B2	17,99	24,13	33,65	35,17	0,26	0,48	0,61	0,58	0,94	0,88	0,72	0,75
	C1	16,65	26,25	32,47	33,08	0,49	0,49	0,56	0,54	0,95	0,98	0,88	0,92
	C5	16,46	28,35	31,60	34,02	0,44	0,37	0,33	0,83	0,89	1,06	0,74	0,65
	D7	20,39	27,26	30,33	34,54	0,22	0,29	0,60	0,71	1,09	0,99	0,74	0,65
V4	A7	29,71	31,47	33,56	34,56	0,97	0,53	0,35	0,42	1,30	1,58	0,97	1,17
	B4	29,45	30,81	35,59	33,21	0,94	0,49	0,29	0,91	1,36	n. b.	0,76	0,95
	C4	28,20	31,80	35,43	34,90	0,22	0,24	0,59	0,67	1,54	1,08	0,83	0,74
	D1	30,46	31,14	34,80	34,04	0,16	0,64	0,76	0,64	1,64	1,26	0,82	0,86
	D6	27,77	31,11	35,04	33,36	0,41	0,41	0,47	0,58	1,23	1,19	0,90	0,80
V5	A1	21,84	25,48	32,41	35,26	0,40	0,69	0,67	0,51	0,94	1,08	0,60	0,53
	A4	22,79	28,66	34,41	35,77	0,51	0,61	0,53	0,73	0,95	1,03	0,97	1,08
	B6	25,56	26,96	33,33	35,00	0,54	0,40	0,41	n. b.	0,98	1,09	0,98	0,76
	C7	26,13	25,27	32,26	35,00	0,45	0,34	0,66	n. b.	1,08	1,08	0,87	0,77
	D4	20,21	27,78	32,55	34,00	0,21	0,69	0,64	n. b.	0,89	0,90	0,58	0,54
		Kalium (mg g ⁻¹)				Calcium (mg g ⁻¹)				Magnesium (mg g ⁻¹)			
V1	A2	3,19	3,41	4,30	4,14	0,68	1,19	0,99	0,93	1,20	1,35	2,31	2,28
	B5	4,96	4,17	4,16	3,24	1,12	1,11	1,60	1,06	2,19	1,77	2,57	2,40
	B7	2,44	4,71	4,62	1,99	1,05	1,17	0,95	0,88	2,27	2,16	2,26	2,67
	C3	4,37	3,00	3,60	6,45	0,96	1,12	0,93	0,89	2,00	1,97	2,39	1,70
	D5	4,83	4,39	4,31	5,19	1,40	1,05	0,82	0,86	2,16	n. b.	2,28	n. b.
V2	A5	5,18	4,75	4,17	5,21	1,02	1,00	0,82	0,76	n. b.	n. b.	2,07	2,38
	B1	5,20	4,78	5,28	5,39	0,97	0,84	0,97	0,86	2,34	2,22	2,94	2,47
	C2	4,50	5,09	5,93	5,82	0,84	1,06	0,73	0,71	1,89	2,50	2,51	2,61
	C6	5,52	5,06	5,62	6,39	0,91	0,92	0,75	0,91	2,38	2,51	2,53	1,59
	D3	n. b.	4,66	n. b.	n. b.	1,54	0,92	0,63	n. b.	n. b.	2,26	2,46	n. b.
V3	A3	6,99	6,25	6,82	6,67	1,16	1,54	1,70	2,09	n. b.	1,73	2,92	3,20
	B2	6,25	6,29	6,64	6,64	1,24	1,25	1,56	1,87	2,05	2,09	2,88	2,75
	C1	5,60	6,85	7,93	8,31	1,14	1,32	1,63	1,77	1,96	2,47	3,18	3,37
	C5	6,87	5,70	7,31	5,86	0,91	1,40	1,24	1,29	2,34	2,29	2,81	1,55
	D7	6,67	6,27	6,78	7,25	1,05	1,03	1,04	1,06	2,16	2,23	2,08	1,97
V4	A7	5,36	6,81	9,67	6,09	1,33	1,89	1,52	n. b.	1,51	2,02	3,11	1,40
	B4	9,49	6,95	7,48	6,82	1,35	1,57	1,70	1,57	3,72	1,68	2,41	2,72
	C4	7,24	8,49	5,93	5,95	1,40	1,41	1,80	1,03	2,84	2,76	1,73	2,63
	D1	6,18	8,35	5,89	9,33	1,93	1,59	1,82	1,64	2,57	3,06	2,43	4,05
	D6	8,95	7,29	6,35	6,99	1,32	1,58	1,42	1,38	2,39	2,24	2,53	3,21
V5	A1	6,48	6,86	6,99	7,12	1,15	1,42	1,29	1,36	1,11	1,72	1,64	1,33
	A4	7,55	8,07	8,46	8,44	1,15	1,62	2,09	n. b.	1,21	1,54	2,19	2,14
	B6	n. b.	7,38	7,97	7,11	1,25	1,34	1,48	1,42	1,38	1,47	2,02	1,38
	C7	6,00	7,81	8,44	n. b.	1,35	1,15	1,41	1,46	1,37	1,77	1,94	2,29
	D4	7,02	7,51	7,69	7,34	1,43	1,37	1,31	1,24	1,53	1,67	1,98	1,48

Tab. XV: Gehalte an C, N, P, K, Ca und Mg in der Wurzeltrockenmasse der Lysimeterbestände in den Bodentieffen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im September 2002; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		Kohlenstoff (%)				Stickstoff (%)				Phosphor (mg g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2		30,72				0,73			0,47	0,34	0,26	0,27
	B5		29,53				0,74			0,31	0,36	0,24	0,25
	B7		30,97				0,74			0,35	0,37	0,23	0,22
	C3		29,29				0,68			0,40	0,34	0,21	0,20
	D5		31,35				0,67			0,26	0,34	0,19	0,23
V2	A5		29,46				0,71			0,36	0,38	0,30	0,27
	B1		26,68				0,61			0,34	0,35	0,23	n. b.
	C2		27,97				0,65			0,37	0,36	0,22	0,21
	C6		30,99				0,72			0,43	0,32	0,22	0,44
	D3		32,85				0,69			0,31	0,31	0,22	0,23
V3	A3		31,27				0,82			0,48	0,70	0,50	0,31
	B2		29,84				0,75			0,49	0,76	0,60	0,36
	C1		28,66				0,71			0,53	0,65	0,58	0,53
	C5		26,87				0,69			0,54	0,71	0,40	0,29
	D7		26,41				0,64			0,59	0,57	0,42	0,29
V4	A7		29,86				0,77			0,54	0,68	0,56	0,46
	B4		28,63				0,77			0,46	0,56	0,42	0,38
	C4		26,91				0,64			0,38	0,61	0,36	0,32
	D1		28,17				0,76			0,44	0,57	0,38	0,27
	D6		30,06				0,70			0,45	0,72	0,57	0,34
V5	A1		32,37				0,78			0,52	0,67	0,42	0,33
	A4		28,33				0,82			0,75	0,68	0,38	0,31
	B6		29,40				0,66			0,49	0,61	0,45	0,51
	C7		28,71				0,62			n. b.	0,71	0,46	0,44
	D4		27,40				0,65			0,44	0,50	0,38	0,27
		Kalium (mg g ⁻¹)				Calcium (mg g ⁻¹)				Magnesium (mg g ⁻¹)			
V1	A2	4,42	3,48	4,74	5,74	0,81	0,83	0,89	0,90	1,43	0,93	1,52	1,93
	B5	3,90	3,31	4,00	6,08	0,69	0,75	0,79	0,99	1,07	1,03	1,40	1,97
	B7	3,94	3,83	4,56	5,87	0,70	0,82	0,83	0,94	1,11	n. b.	1,41	1,82
	C3	4,39	3,85	5,56	7,17	0,78	0,84	0,79	1,19	1,12	1,02	1,62	n. b.
	D5	3,25	3,45	4,02	5,43	0,62	0,74	0,70	0,91	0,79	0,96	1,14	2,59
V2	A5	4,13	3,49	4,86	5,29	0,69	0,94	0,95	1,15	0,97	0,78	1,24	1,65
	B1	3,84	3,05	4,89	n. b.	0,71	0,95	0,85	n. b.	0,91	0,67	n. b.	n. b.
	C2	5,11	4,04	5,54	5,86	0,79	1,20	1,00	1,13	1,25	0,90	1,65	1,84
	C6	4,25	3,49	4,63	6,08	0,74	0,95	0,88	1,10	1,09	0,86	1,29	3,27
	D3	3,93	3,41	4,23	5,03	0,68	0,84	0,82	1,04	0,85	0,82	1,18	2,58
V3	A3	8,05	8,87	8,09	8,31	1,77	2,47	2,35	1,88	1,77	1,95	2,38	2,79
	B2	7,09	9,89	9,20	8,77	1,37	2,63	2,35	1,74	1,39	2,23	2,56	2,78
	C1	8,48	8,98	9,48	8,69	1,53	2,67	1,84	1,65	1,72	n. b.	2,72	2,92
	C5	8,42	9,89	9,10	8,02	1,54	2,56	1,77	1,52	1,69	2,12	3,18	n. b.
	D7	9,55	8,87	7,21	8,52	1,38	2,25	1,85	1,64	1,65	2,05	3,32	n. b.
V4	A7	6,95	9,44	9,53	8,87	1,52	2,74	2,06	1,59	1,56	1,83	2,72	2,92
	B4	6,22	7,46	n. b.	8,76	1,45	2,25	1,96	1,63	1,73	1,50	n. b.	2,61
	C4	5,13	7,56	6,64	8,03	1,14	2,17	1,80	1,71	1,10	1,50	2,16	n. b.
	D1	6,40	7,65	8,49	8,33	1,26	1,89	1,43	1,39	1,35	1,80	2,51	4,01
	D6	6,35	9,60	9,62	8,59	1,31	2,77	1,91	1,50	n. b.	1,84	2,46	4,06
V5	A1	5,93	8,47	7,98	7,60	1,63	2,62	2,26	2,03	1,16	1,67	2,21	2,27
	A4	7,12	9,00	8,45	8,20	1,85	2,44	2,24	1,63	1,69	1,57	2,37	2,76
	B6	5,60	7,62	7,73	8,52	1,14	2,05	1,98	1,61	0,96	1,54	1,84	2,57
	C7	6,23	7,68	9,73	9,02	1,04	3,24	2,18	1,69	0,81	1,36	2,07	3,33
	D4	6,52	6,74	8,35	7,99	1,18	1,72	1,41	1,24	1,12	1,33	2,75	3,34

Tab. XVI: Gehalte an C, N, P, K, Ca und Mg in der Wurzeltrockenmasse der Lysimeterbestände in den Bodentieften 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im Juni 2003; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		Kohlenstoff (%)				Stickstoff (%)				Phosphor (mg g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2		28,60				0,80			1,45	1,12	0,97	0,60
	B5		31,01				0,93			1,48	1,00	0,99	1,09
	B7		34,76				0,67			1,10	1,01	1,00	1,33
	C3		30,92				0,92			1,54	1,02	0,86	1,20
	D5		30,65				0,80			1,45	1,11	0,88	1,05
V2	A5		25,27				0,74			0,77	1,09	1,83	1,25
	B1		30,50				0,96			1,53	1,16	1,43	1,82
	C2		32,28				1,11			1,70	1,58	1,69	1,27
	C6		30,80				0,85			1,59	1,21	1,08	1,13
	D3		29,40				0,82			1,41	1,16	0,97	1,06
V3	A3		24,94				0,99			1,77	1,48	1,51	1,42
	B2		27,47				0,89			1,64	1,31	1,40	1,40
	C1		28,27				0,90			1,76	1,53	1,57	1,36
	C5		26,51				0,87			1,58	1,56	1,41	1,29
	D7		29,07				0,91			1,53	1,43	1,18	1,05
V4	A7		24,28				0,83			1,50	1,44	1,66	0,67
	B4		28,56				0,94			1,57	1,65	1,05	1,64
	C4		29,83				0,70			1,17	1,18	0,89	0,97
	D1		32,63				0,93			1,47	1,57	1,25	1,51
	D6		27,96				0,76			1,35	1,21	0,88	1,08
V5	A1		21,54				0,69			1,20	1,39	1,43	1,43
	A4		21,94				0,75			1,46	1,63	1,43	1,56
	B6		26,83				0,88			1,48	1,43	1,15	1,82
	C7		23,57				0,61			0,85	1,11	0,80	1,12
	D4		30,64				0,89			1,47	1,51	1,18	1,24
		Kalium (mg g ⁻¹)				Calcium (mg g ⁻¹)				Magnesium (mg g ⁻¹)			
V1	A2	4,67	3,31	3,86	2,10	1,31	1,10	1,07	0,64	2,03	1,61	1,74	1,33
	B5	4,49	3,54	3,31	3,78	1,20	1,03	1,02	1,13	2,21	1,79	1,83	2,16
	B7	2,97	2,43	3,16	4,42	0,97	1,00	0,94	1,75	1,58	1,54	1,84	2,63
	C3	4,39	2,84	2,60	4,33	1,25	1,09	1,00	1,59	2,28	1,62	1,64	1,98
	D5	4,03	3,01	3,49	3,82	1,19	1,17	1,10	1,11	2,04	n. b.	2,01	2,28
V2	A5	2,21	5,53	4,62	4,73	0,91	2,70	4,22	3,34	1,23	1,59	2,51	3,45
	B1	4,35	3,60	4,20	4,35	1,20	1,89	2,06	2,76	2,18	1,96	2,26	2,85
	C2	4,49	5,25	4,57	5,23	1,72	3,18	2,63	1,39	2,27	1,93	2,64	n. b.
	C6	4,38	4,10	4,25	5,73	1,15	1,55	1,22	1,16	2,36	2,12	2,34	2,72
	D3	4,48	3,54	4,21	4,61	0,98	0,97	0,77	0,96	2,24	1,77	2,07	2,44
V3	A3	8,12	6,93	8,10	8,24	1,96	3,39	2,99	2,39	2,81	2,56	2,64	3,30
	B2	8,74	5,81	8,45	8,26	2,40	3,66	2,87	3,00	2,85	2,38	2,53	2,98
	C1	9,50	7,15	8,07	7,75	2,28	3,25	2,49	2,08	3,01	2,87	2,78	3,26
	C5	7,48	7,25	7,19	7,71	2,21	3,06	2,25	2,11	2,86	2,67	2,64	3,05
	D7	6,57	6,07	6,07	5,73	2,02	2,12	1,69	2,02	2,75	2,42	2,36	2,54
V4	A7	3,43	6,55	5,08	4,22	1,90	2,57	3,69	1,38	n. b.	2,45	n. b.	1,66
	B4	3,64	5,54	4,72	3,52	2,24	2,94	2,47	2,34	2,64	n. b.	2,43	3,12
	C4	2,59	5,26	4,25	4,40	1,19	1,47	1,29	1,48	1,88	1,86	1,91	2,29
	D1	2,77	5,13	3,28	2,93	3,06	2,77	3,02	2,99	2,70	n. b.	2,83	n. b.
	D6	2,91	6,61	4,44	3,79	1,38	1,77	1,52	1,89	2,23	1,93	1,98	2,95
V5	A1	3,39	6,10	4,95	4,25	1,51	3,58	3,80	3,10	2,17	2,64	2,57	3,42
	A4	4,38	5,77	5,23	3,71	1,80	3,18	3,29	2,43	2,59	2,60	2,98	3,63
	B6	2,22	5,09	4,24	3,83	1,81	2,52	3,16	3,06	2,60	2,32	2,48	3,28
	C7	2,14	7,13	4,84	3,80	1,02	1,49	1,08	1,76	1,86	1,75	2,02	2,76
	D4	2,66	4,07	3,10	2,67	1,90	2,74	2,92	2,44	2,47	2,50	2,42	3,25

Tab. XVII: Gehalte an C, N, P, K, Ca und Mg in der Wurzeltrockenmasse der Lysimeterbestände in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im September 2003; n. b. = nicht bestimmt.

Variante Plot		Kohlenstoff (%)				Stickstoff (%)				Phosphor (mg g ⁻¹)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2		35,13				0,85			1,27	1,05	0,90	n. b.
	B5		35,11				0,84			1,09	0,88	0,96	1,08
	B7		37,00				0,70			0,97	0,80	0,96	1,11
	C3		33,49				0,86			1,14	0,95	1,01	0,59
	D5		31,88				0,79			1,08	0,80	1,09	n. b.
V2	A5		28,62				1,24			1,63	1,49	1,26	1,34
	B1		32,88				1,09			1,49	1,55	1,61	0,82
	C2		35,16				1,19			1,63	1,53	1,52	n. b.
	C6		33,92				0,99			1,27	1,34	n. b.	n. b.
	D3		31,77				0,94			1,17	0,70	1,28	n. b.
V3	A3		31,63				0,98			2,28	2,44	1,44	0,83
	B2		32,67				0,97			1,57	1,80	1,12	1,20
	C1		32,19				1,04			1,51	1,90	1,43	0,96
	C5		31,80				1,03			1,53	1,94	1,44	0,98
	D7		32,13				0,91			1,39	1,92	1,17	0,98
V4	A7		34,95				1,01			1,89	2,15	1,73	1,17
	B4		32,60				0,88			1,82	2,04	1,59	1,63
	C4		35,90				0,99			1,51	1,86	1,43	1,28
	D1		32,86				0,89			1,52	1,77	1,63	1,89
	D6		31,73				0,83			1,43	1,74	1,64	n. b.
V5	A1		34,03				1,10			1,83	2,01	1,74	0,98
	A4		32,64				1,01			1,82	2,31	2,11	0,87
	B6		33,76				0,93			1,71	1,93	1,94	1,08
	C7		33,54				0,78			1,30	1,94	1,40	0,64
	D4		33,53				0,86			1,68	2,56	1,18	0,68
Variante Plot		Kalium (mg g ⁻¹)				Calcium (mg g ⁻¹)				Magnesium (mg g ⁻¹)			
V1	A2	3,04	3,02	5,07	n. b.	1,14	1,12	1,09	n. b.	1,56	1,67	1,99	n. b.
	B5	3,27	2,97	4,40	5,71	1,20	1,13	1,13	1,71	1,75	1,71	2,24	2,83
	B7	2,39	2,90	5,03	6,36	1,15	0,99	0,81	1,56	1,47	1,59	2,15	2,81
	C3	3,14	3,01	4,80	5,12	1,15	1,13	1,07	1,32	1,62	1,61	2,01	2,73
	D5	2,93	2,42	3,97	n. b.	1,30	1,01	1,13	n. b.	1,58	1,38	2,04	n. b.
V2	A5	5,16	4,19	5,94	6,67	2,16	3,84	1,92	2,24	2,43	n. b.	2,93	3,26
	B1	4,16	4,05	5,31	6,85	1,37	2,63	1,96	1,38	1,79	1,84	2,59	3,03
	C2	5,05	4,98	4,61	n. b.	2,04	2,39	1,87	n. b.	1,99	1,41	2,26	n. b.
	C6	3,76	4,40	n. b.	n. b.	1,21	1,41	n. b.	n. b.	1,77	1,76	n. b.	n. b.
	D3	3,63	3,26	7,88	n. b.	1,02	1,34	2,28	n. b.	1,72	1,73	3,78	n. b.
V3	A3	8,95	6,45	6,99	7,43	3,55	4,18	2,35	1,55	2,99	2,77	3,38	3,34
	B2	8,35	6,00	5,05	6,00	3,31	3,84	2,38	1,69	3,08	2,96	2,73	2,75
	C1	5,61	6,38	6,82	6,96	4,07	3,24	2,27	2,39	2,83	2,80	3,12	3,72
	C5	7,30	6,41	6,21	5,98	3,42	3,36	2,37	1,48	2,87	2,78	3,26	2,69
	D7	5,42	5,58	5,93	7,40	2,48	3,26	2,09	2,77	2,50	2,81	n. b.	3,98
V4	A7	7,66	6,10	7,73	7,68	3,68	3,50	2,21	1,86	2,85	2,77	3,13	3,43
	B4	8,44	6,48	7,35	6,45	3,20	3,57	2,58	2,76	2,88	2,91	2,89	3,21
	C4	5,29	5,31	5,82	6,57	2,17	2,89	1,67	1,46	2,23	2,47	2,71	2,96
	D1	6,27	5,34	7,13	7,23	2,44	2,49	2,06	2,89	2,42	2,57	3,13	4,34
	D6	5,93	5,58	7,16	n. b.	2,05	2,63	1,90	n. b.	2,14	2,39	2,85	n. b.
V5	A1	6,21	5,41	6,89	7,53	3,66	4,39	2,68	2,68	2,63	2,61	3,08	3,15
	A4	6,44	6,60	7,46	7,84	3,50	3,88	2,99	2,99	2,78	2,87	3,21	3,43
	B6	6,70	5,51	6,56	6,55	3,29	3,65	2,89	2,89	2,73	2,80	3,20	3,11
	C7	4,44	5,40	6,08	5,20	1,86	3,35	2,53	2,53	1,97	2,47	2,84	2,73
	D4	6,12	6,68	6,43	5,95	3,26	3,54	2,38	2,38	2,63	2,74	3,19	3,03

Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof

Tab. XVIII: Pflanzenartenzusammensetzung, Sprossstrockenmasse (STM) und prozentualer Anteil von Gräsern bzw. dikotylen Kräutern im Juni 2002 in den untersuchten Freilandbeständen am Lindenhof (NEBHÖ-VER, 2005); G=grasdominiert; K=Gras-Kraut-Mischbestände.

Plot	Gräser			Dikotyle Kräuter		
	Art	STM (g m ⁻²)	Anteil (%)	Art	STM (g m ⁻²)	Anteil (%)
A13 (G)	<i>Alopecurus pratensis</i>	50,8	86,7	<i>Cerastium holosteoides</i>	1,1	13,3
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	94,4		<i>Crepis biennis</i>	1,4	
	<i>Holcus lanatus</i>	178,0		<i>Geranium pratense</i>	42,5	
	<i>Poa trivialis</i>	0,7		<i>Plantago lanceolata</i>	5,1	
				<i>Taraxacum officinale</i>	0,7	
A19 (G)	<i>Anthoxanthum odoratum</i>	1,5	83,5	<i>Plantago lanceolata</i>	35,4	16,5
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	49,7		<i>Taraxacum officinale</i>	4,8	
	<i>Holcus lanatus</i>	152,0				
B1 (G)	<i>Arrhenatherum elatius</i>	410,9	98,5	<i>Plantago lanceolata</i>	0,1	1,5
	<i>Dactylis glomerata</i>	177,6		<i>Trifolium repens</i>	0,3	
	<i>Festuca rubra</i>	7,2		<i>Vicia angustifolia</i>	9,2	
	<i>Poa trivialis</i>	43,6				
B2 (G)	<i>Arrhenatherum elatius</i>	606,4	100,0			0,0
	<i>Dactylis glomerata</i>	42,4				
	<i>Holcus lanatus</i>	18,6				
	<i>Poa trivialis</i>	6,7				
B14 (G)	<i>Alopecurus pratensis</i>	22,3	98,0	<i>Geranium pratense</i>	0,1	2,0
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	111,3		<i>Plantago lanceolata</i>	0,3	
	<i>Holcus lanatus</i>	60,2		<i>Taraxacum officinale</i>	3,5	
	<i>Lolium perenne</i>	4,0		<i>Trifolium repens</i>	0,2	
	<i>Poa trivialis</i>	0,1				
B15 (G)	<i>Anthoxanthum odoratum</i>	1,9	84,5	<i>Geranium pratense</i>	89,8	15,5
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	17,3		<i>Plantago lanceolata</i>	6,3	
	<i>Festuca rubra</i>	12,1		<i>Taraxacum officinale</i>	0,4	
	<i>Holcus lanatus</i>	359,9				
	<i>Lolium perenne</i>	37,1				
A3 (K)	<i>Alopecurus pratensis</i>	28,7	61,9	<i>Crepis biennis</i>	2,8	38,1
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	144,6		<i>Geranium pratense</i>	167,3	
	<i>Holcus lanatus</i>	111,0		<i>Plantago lanceolata</i>	0,7	
	<i>Poa trivialis</i>	10,6		<i>Taraxacum officinale</i>	11,0	
A6 (K)	<i>Arrhenatherum elatius</i>	3,0	24,0	<i>Cerastium holosteoides</i>	2,1	76,0
	<i>Dactylis glomerata</i>	5,9		<i>Crepis biennis</i>	78,0	
	<i>Festuca rubra</i>	0,5		<i>Geranium pratense</i>	176,6	
	<i>Holcus lanatus</i>	75,4		<i>Plantago lanceolata</i>	1,1	
	<i>Lolium perenne</i>	1,5		<i>Taraxacum officinale</i>	2,0	
	<i>Poa trivialis</i>	17,1		<i>Vicia angustifolia</i>	67,4	
A10 (K)	<i>Anthoxanthum odoratum</i>	2,3	62,8	<i>Crepis biennis</i>	40,4	37,2
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	156,0		<i>Geranium pratense</i>	1,1	
	<i>Holcus lanatus</i>	54,8		<i>Plantago lanceolata</i>	29,6	
	<i>Lolium perenne</i>	1,0		<i>Taraxacum officinale</i>	8,9	
	<i>Poa trivialis</i>	0,5		<i>Vicia angustifolia</i>	47,1	
B8 (K)	<i>Alopecurus pratensis</i>	33,9	33,9	<i>Crepis biennis</i>	11,2	66,1
	<i>Anthoxanthum odoratum</i>	0,2		<i>Geranium pratense</i>	174,5	
	<i>Arrhenatherum elatius</i>	25,3		<i>Taraxacum officinale</i>	2,0	
	<i>Holcus lanatus</i>	84,5		<i>Trifolium repens</i>	4,3	
				<i>Vicia angustifolia</i>	88,6	

Tab. XIX: Wurzellängendichte (WLD), durchschnittlicher Wurzeldurchmesser (WD), spezifische Wurzellänge (SWL), Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse in den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof in den Bodentiefen 0-25 und 25-50 cm im Juni 2002.

Plot	WLD (cm cm ⁻³)		WD (mm)		SWL (m g ⁻¹)		WFM (g m ⁻²)		WTM (g m ⁻²)	
	0-25	25-50	0-25	25-50	0-25	25-50	0-25	25-50	0-25	25-50
A3	14,58	1,14	0,26	0,27	63,09	75,66	1976,13	133,69	577,80	30,08
	19,94	0,59	0,24	0,34	85,90	47,02	2273,86	108,75	580,37	24,97
A6	12,22	1,39	0,25	0,34	75,28	51,35	1453,77	247,45	405,92	54,26
	12,38	1,56	0,24	0,31	85,86	65,15	1430,63	229,18	360,44	47,99
A10	27,91	1,18	0,27	0,28	59,50	94,24	3982,06	143,34	1172,72	25,04
	25,25	2,45	0,26	0,30	68,27	89,23	3256,42	336,07	924,46	54,93
A13	21,58	1,64	0,21	0,46	98,28	24,57	1901,30	553,86	549,05	133,37
	25,67	1,83	0,21	0,30	115,55	63,82	2287,21	252,19	555,46	57,50
A19	28,61	0,62	0,28	0,23	71,92	129,87	4324,60	51,73	994,66	9,63
	30,95	1,12	0,29	0,25	40,05	106,48	5173,72	112,18	1931,80	21,06
B1	16,74	0,80	0,26	0,19	62,74	167,89	2171,54	43,80	666,97	9,49
	10,36	0,78	0,26	0,21	52,62	151,48	1350,65	52,65	492,19	10,25
B2	15,81	n. b.	0,26	n. b.	60,98	n. b.	2051,12	n. b.	648,23	n. b.
	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
B8	24,09	2,46	0,25	0,21	72,42	106,38	2989,64	144,80	831,73	39,84
	25,19	2,12	0,23	n. b.	95,30	n. b.	2582,48	n. b.	660,76	n. b.
B14	26,24	0,43	0,40	0,40	56,58	83,62	8347,58	109,80	1159,18	10,32
	n. b.	1,80	n. b.	0,40	n. b.	38,91	n. n.	459,89	n. b.	92,87
B15	19,04	1,66	0,24	0,33	95,33	52,85	2093,31	292,05	499,46	62,71
	30,36	1,89	0,23	0,29	87,00	65,85	3283,87	253,29	872,52	57,47

n. b. = nicht bestimmt

Tab. XX: Wurzellängendichte (WLD), durchschnittlicher Wurzeldurchmesser (WD), spezifische Wurzellänge (SWL), Wurzelfrischmasse (WFM) und Wurzeltrockenmasse in den Freiland-Untersuchungsflächen am Lindenhof in den Bodentiefen 0-25 und 25-50 cm im September 2002.

Plot	WLD (cm cm ⁻³)		WD (mm)		SWL (m g ⁻¹)		WFM (g m ⁻²)		WTM (g m ⁻²)	
	0-25	25-50	0-25	25-50	0-25	25-50	0-25	25-50	0-25	25-50
A6	9,55	1,41	0,26	0,34	74,36	43,49	1247,51	256,24	321,20	64,70
	10,76	1,38	0,23	0,29	96,17	61,65	1162,09	181,79	279,82	44,87
A10	18,25	1,58	0,24	0,38	101,16	46,07	2063,26	367,65	451,00	68,68
	18,89	1,87	0,22	0,32	128,72	78,41	1769,90	301,72	366,89	47,66
A13	13,69	1,30	0,23	0,39	94,14	32,32	1423,99	305,95	363,54	80,66
	7,34	2,08	0,27	0,31	66,22	48,50	1028,53	323,08	277,18	85,86
A19	27,91	1,19	0,29	0,26	55,68	69,27	4632,29	122,55	1253,07	34,30
	27,19	1,94	0,27	0,30	63,95	66,63	3913,17	274,21	1062,73	58,39
B1	10,68	2,07	0,22	0,26	123,77	67,35	1011,38	216,23	215,63	61,62
	12,72	1,69	0,24	0,27	95,27	70,95	1481,68	199,74	333,90	47,59
B2	11,19	3,10	0,23	0,31	127,96	81,10	1139,90	479,06	218,61	76,63
	18,09	3,75	0,24	0,31	89,30	87,69	2130,25	559,67	506,40	85,72
B8	9,57	0,63	0,24	0,40	89,66	26,45	1047,93	157,56	266,89	47,75
	8,13	2,13	0,23	0,38	86,24	42,63	847,71	487,54	235,63	100,16
B14	16,08	1,52	0,28	0,21	55,71	135,56	2501,06	104,94	721,68	22,43
	19,08	1,54	0,27	0,23	65,87	104,48	2788,48	124,94	724,08	29,44
B15	15,52	1,72	0,23	0,34	98,44	50,24	1594,78	304,99	394,10	68,27
	22,61	n. b.	0,22	n. b.	146,19	n. b.	2171,09	n. b.	386,68	n. b.

n. b. = nicht bestimmt

Mykorrhizierung der Wurzeln in den Lysimeterbeständen

Tab. XXI: Anteil mykorrhizierter Wurzellänge in den einzelnen Lysimeterbeständen.

Variante	Plot	Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (%) in Bodentiefe					
		0-10 cm in Unterprobe			10-25 cm in Unterprobe		
		I	II	III	I	II	III
V1	A2	31,2	26,0	40,8	42,5	42,4	49,5
	B5	34,0	47,3	35,4	58,6	53,2	47,5
	B7	34,8	44,2	40,9	42,5	39,52	43,3
	C3	45,5	41,4	47,3	55,8	57,8	65,9
	D5	30,9	32,8	35,2	29,4	45,8	49,9
V2	A5	44,4	49,7	52,2	36,8	37,1	29,7
	B1	47,1	34,4	36,4	42,1	52,4	44,4
	C2	30,6	37,1	34,6	35,9	48,6	40,9
	C6	50,5	37,9	42,3	51,0	51,7	51,6
	D3	61,2	61,2	51,1	54,3	57,9	61,4
V3	A3	62,5	81,3	75,0	56,4	50,1	51,2
	B2	74,8	81,9	77,9	68,4	59,3	59,1
	C1	57,1	47,8	49,3	54,3	44,4	49,2
	C5	63,3	58,8	57,5	78,6	72,7	70,2
	C7	58,3	47,9	49,2	41,0	46,4	48,4
V4	A7	66,9	58,8	70,9	61,5	65,3	60,4
	B4	78,6	70,9	76,9	55,9	61,0	51,8
	C4	49,6	59,7	60,3	59,4	48,9	65,3
	D1	50	65,8	65,7	64,7	50,9	55,6
	D6	60,3	68,9	55,4	68,5	78,3	75,1
V5	A1	51,5	50,1	63,8	62,1	67,2	79,3
	A4	60,3	71,4	62,6	54,7	68,3	59,3
	B6	67,4	77,3	73,0	61,7	78,8	69,7
	C7	58,7	60,0	57,9	52,9	52,5	45,5
	D4	49,5	55,0	52,6	33,8	46,1	46,7

Mykorrhizierung und Mineralstoffgehalte der Phytometerpflanzen

Tab. XXII: Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der steril angezogenen *Holcus lanatus*-Pflanzen (Kontrolle).

Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (%) in Pflanze									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
0,73	0	0,79	0	0,82	1,47	0	0	0,81	0,49

Tab. XXIII: Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der Phytometerpflanzen.

Variante	Plot	Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (%) in					
		Pflanze 1 in Unterprobe			Pflanze 2 in Unterprobe		
		I	II	III	I	II	III
V1	A2	1,8	1,5	5,9	0,3	6,7	7,1
	B5	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	B7	26,8	20,0	16,8	25,7	16,1	20,0
	C3	5,2	5,8	8,7	7,2	15,5	6,3
	D5	6,3	7,3	7,7	3,6	3,5	3,6
V2	A5	18,5	22,7	19,9	12,7	14,1	15,4
	B1	9,7	12,8	10,4	5,8	4,7	9,8
	C2	34,3	35,1	33,3	n. b.	n. b.	n. b.
	C6	8,8	10,7	14,1	n. b.	n. b.	n. b.
	D3	15,9	19,3	17,3	13,3	18,0	17,6
V3	A3	29,5	29,5	37,2	n. b.	n. b.	n. b.
	B2	12,1	9,2	29,0	9,4	16,8	23,2
	C1	18,3	22,8	24,0	33,2	22,8	14,0
	C5	17,1	14,1	15,6	17,3	19,4	14,8
	C7	22,7	16,9	19,3	n. b.	n. b.	n. b.
V4	A7	24,6	20,6	22,6	n. b.	n. b.	n. b.
	B4	21,9	19,1	8,3	n. b.	n. b.	n. b.
	C4	25,3	23,2	26,9	31,6	33,3	30,1
	D1	10,7	31,3	23,8	13,8	17,8	10,3
	D6	19,3	24,3	18,0	34,0	19,4	17,1
V5	A1	32,2	37,5	35,3	32,5	30,6	40,7
	A4	20,0	15,5	14,2	17,5	10,7	16,6
	B6	5,8	10,1	16,6	9,5	8,0	15,5
	C7	23,6	15,9	19,7	n. b.	n. b.	n. b.
	D4	32,0	23,6	26,9	19,7	23,9	23,2
0-Plot	A6	0,0	1,4	0,0	2,3	1,5	0,0
	B3	3,1	0,0	1,2	1,0	0,0	0,6
	D2	0,0	2,6	1,1	0,0	0,0	0,5

n. b. = nicht bestimmt

Tab. XXIV: Sprosstrockenmasse (STM), Wurzelfrischmasse (WFM) sowie Gehalte an Phosphor, Kupfer und Zink in der Sprosstrockenmasse der Phytometerpflanzen.

Plot		STM		WFM		P (mg g ⁻¹)		Gehalt an		Zn (µg g ⁻¹)	
		(mg Pflanze ⁻¹)		(mg Pflanze ⁻¹)				Cu (µg g ⁻¹)			
		von Pflanze Nr.						in Pflanze Nr.			
		1	2	1	2	1	2	1	2	1	2
V1	A2	472	69	899	1933	2,16	2,61	30	24	203	327
	B5	128	n. b.	1296	n. b.	n. b.	n. b.	52	13	193	202
	B7	287	561	3077	5177	1,09	3,47	21	13	132	217
	C3	251	53	774	657	2,07	3,86	11	46	180	163
	D5	149	591	2131	2550	3,28	1,52	15	16	224	244
V2	A5	274	196	1723	2616	4,16	1,38	27	60	259	192
	B1	50	148	195	662	2,42	4,83	12	24	175	191
	C2	180	160	2198	687	0,27	1,69	26	51	278	199
	C6	51	220	320	1301	1,05	1,98	18	22	209	223
	D3	301	188	2154	1657	2,14	2,26	34	11	272	199
V3	A3	16	479	325	998	1,73	0,27	10	12	141	165
	B2	308	240	2696	2597	1,70	1,19	17	11	147	178
	C1	277	69	1550	821	2,37	2,32	60	42	263	425
	C5	55	290	870	2643	4,15	0,65	20	14	249	195
	C7	94	162	550	1895	1,67	0,75	36	93	297	257
V4	A7	432	66	3506	230	6,36	0,58	141	47	189	246
	B4	62	22	190	46	2,31	3,16	49	21	241	212
	C4	175	247	2576	2695	2,45	2,12	14	12	290	195
	D1	285	238	3173	1485	2,38	1,66	22	20	193	224
	D6	n. b.	n. b.	671	4981	2,89	1,93	14	13	172	243
V5	A1	182	637	1193	6164	2,43	3,24	20	1	203	114
	A4	108	99	1206	697	0,99	5,07	13	12	152	210
	B6	124	255	765	3049	2,26	1,54	13	18	168	257
	C7	234	192	1684	2117	4,04	2,80	18	13	173	172
	D4	188	233	4217	2637	3,04	1,51	26	26	215	322
0-Plot	A6	909	651	6022	8422	2,14	2,50	10	11	191	197
	B3	2743	59	7356	578	1,07	5,11	22	16	139	194
	D2	364	950	2703	4965	0,31	2,46	10	12	158	147

n. b. = nicht bestimmt

Mykorrhizierung und Mineralstoffgehalte von *Plantago lanceolata*

Tab. XXV: Anteil mykorrhizierter Wurzellänge der steril angezogenen *Plantago lanceolata*-Pflanzen.

Anzuchtschale	Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (%) in Probe								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
I	0,72	0,00	2,01	1,53	1,53	0,50	0,64	3,33	0,00
II	0,78	0,00	1,14	0,00	0,00	0,80	1,55	0,74	0,79

Tab. XXVI: Anteil mykorrhizierter Wurzellänge von *Plantago lanceolata* in den Lysimeterbeständen.

Variante	Plot	Pflanze	Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (%) in Unterprobe		
			I	II	III
V3	A3	1	89,6	88,5	91,7
		2	91,6	87,2	84,8
		3	88,6	88,8	90,5
		4	89,2	88,6	89,5
		5	82,7	80,8	86,7
V3	B2	1	88,7	85,8	87,2
		2	83,4	76,3	85,2
		3	83,8	82,3	92,2
		4	89,8	84,7	85,7
		5	81,4	89,7	89,6
V3	C1	1	82,2	82,7	77,9
		2	80,1	86,1	86,9
		3	86,9	82,6	81,8
		4	78,1	77,0	86,2
		5	88,1	90,8	87,1
V3	C5	1	79,4	85,8	88,2
		2	76,6	79,1	n. b.
		3	85,0	81,7	82,5
		4	79,6	85,1	75,8
		5	81,5	92,5	85,2
V3	D7	1	94,0	89,7	92,2
		2	89,9	94,0	93,5
		3	88,0	85,8	n. b.
		4	85,2	81,4	n. b.
		5	82,9	87,2	86,4
V4	A7	1	90,2	92,1	91,1
		2	87,7	89,0	91,1
		3	88,0	91,6	89,1
		4	89,2	83,6	88,9
		5	88,9	93,6	89,7
V4	B4	1	80,6	78,5	83,9
		2	86,0	84,4	85,3
		3	89,4	80,6	75,7
		4	77,9	85,0	73,7
		5	89,9	81,5	88,2
V4	C4	1	83,3	84,1	78,8
		2	92,6	87,4	n. b.
		3	85,3	84,9	85,6
		4	79,7	81,2	84,5
		5	77,1	92,8	79,8

n. b. = nicht bestimmt

Fortsetzung Tab. XXVI:

Variante	Plot	Pflanze	Anteil mykorrhizierter Wurzellänge (%) in Unterprobe		
			I	II	III
V4	D1	1	78,0	82,8	89,2
		2	73,8	77,7	84,5
		3	73,5	85,0	79,5
		4	87,6	94,5	92,9
		5	80,5	84,1	88,6
V4	D6	1	96,4	94,9	89,5
		2	90,0	92,3	n. b.
		3	90,3	83,7	81,5
		4	83,0	90,2	n. b.
		5	97,3	83,3	94,5
V5	A1	1	81,3	79,7	78,8
		2	78,3	81,5	93,5
		3	70,3	83,5	87,0
		4	80,2	93,7	80,9
		5	70,4	74,8	75,4
V5	A4	1	86,7	86,8	90,5
		2	74,9	77,8	63,0
		3	91,2	92,2	91,9
		4	85,9	81,2	70,3
		5	90,5	92,7	90,2
V5	B6	1	90,5	88,4	91,1
		2	83,6	80,0	81,5
		3	81,9	84,9	80,0
		4	79,6	83,4	n. b.
		5	89,7	77,8	81,6
V5	C7	1	83,3	82,5	87,7
		2	78,9	80,6	76,4
		3	77,9	64,4	85,2
		4	81,8	90,9	85,7
		5	86,5	89,8	87,9
V5	D4	1	97,2	89,6	94,2
		2	90,7	92,5	96,2
		3	98,1	94,3	95,9
		4	89,9	97,7	95,0
		5	95,0	96,8	n. b.

n. b. = nicht bestimmt

Tab. XXVII: Gehalt an mineralischen Nährelementen in der Sprossbiomasse von *Plantago lanceolata*.

Variante	Plot	Pflanze	Spross- biomasse (g)	Gehalt in der Sprosstrockenmasse						
				Makronährelemente (mg g ⁻¹)				Mikronährelemente (µg g ⁻¹)		
				N	P	K	Ca	Mg	Zn	Cu
V3	A3	P1	0,56	n. b.	3,72	17,99	10,42	2,19	113,74	12,07
		P2	1,31	n. b.	3,10	28,15	9,22	2,19	128,13	10,80
		P3	0,75	n. b.	3,10	22,29	8,02	1,70	106,55	9,53
		P4	0,65	n. b.	3,10	22,29	12,42	2,67	143,16	15,25
		P5	0,40	19,47	4,03	28,93	15,23	2,19	127,47	12,07
V3	B2	P1	2,87	13,17	3,10	21,90	10,82	1,70	122,24	17,79
		P2	2,12	13,73	2,48	22,29	12,02	1,94	166,69	13,34
		P3	3,40	14,29	3,72	25,02	13,63	1,70	143,81	10,80
		P4	2,13	13,03	2,79	17,20	11,62	1,94	164,73	11,44
		P5	1,45	14,57	3,72	21,90	11,62	1,94	194,80	11,44
V3	C1	P1	2,28	16,25	4,96	26,98	12,83	2,19	158,85	14,61
		P2	0,85	13,73	3,10	17,20	11,22	2,43	117,67	6,35
		P3	0,54	14,29	2,17	25,81	12,02	1,70	141,20	10,80
		P4	0,85	13,03	2,48	33,24	10,42	2,19	128,78	10,80
		P5	0,51	14,85	3,72	27,76	11,22	2,43	110,48	10,80
V3	C5	P1	1,23	13,17	2,79	23,07	11,22	1,94	94,79	7,62
		P2	0,79	16,11	4,34	21,11	15,63	2,92	156,89	9,53
		P3	0,42	19,75	2,17	17,60	13,63	2,67	125,51	10,17
		P4	1,23	14,15	3,72	25,81	12,02	2,19	120,28	10,17
		P5	0,88	15,27	3,10	23,85	9,62	2,19	107,86	8,90
V3	D7	P1	1,18	14,01	2,48	20,33	14,03	2,19	119,63	10,80
		P2	0,60	10,65	2,48	23,85	9,22	1,70	122,24	10,17
		P3	0,68	11,63	2,17	26,59	8,42	1,70	75,18	8,90
		P4	0,61	12,89	2,79	21,51	12,02	1,94	69,29	9,53
		P5	0,35	13,03	2,79	15,64	15,23	2,92	88,90	11,44
V4	A7	P1	1,16	n. b.	3,72	25,02	9,62	2,43	88,25	8,90
		P2	1,57	n. b.	3,72	19,55	12,42	2,67	94,13	12,07
		P3	0,91	n. b.	4,34	23,46	11,22	2,43	100,67	9,53
		P4	0,84	n. b.	3,72	25,02	13,23	2,43	103,94	10,80
		P5	1,87	13,17	2,79	26,59	10,02	1,94	100,02	9,53
V4	B4	P1	1,78	15,55	4,03	28,15	8,42	1,22	141,20	12,71
		P2	0,99	13,31	3,10	23,46	9,62	1,94	155,58	10,80
		P3	0,56	13,45	2,17	16,81	7,21	1,46	129,43	13,98
		P4	1,34	13,45	3,10	32,45	10,82	1,94	175,19	9,53
		P5	1,98	15,69	3,10	28,54	12,83	1,94	164,08	11,44
V4	C4	P1	0,63	15,27	3,41	18,77	13,63	2,43	135,32	14,61
		P2	2,51	n. b.	3,41	27,76	11,62	2,19	128,78	10,80
		P3	1,31	14,57	2,48	22,68	9,62	2,43	122,90	10,80
		P4	1,87	13,03	3,72	23,85	9,22	2,19	114,40	8,90
		P5	0,37	15,97	2,48	21,11	13,23	2,67	143,81	9,53
V4	D1	P1	1,25	14,01	2,17	20,72	10,02	1,70	103,94	8,90
		P2	2,03	9,11	2,79	23,07	8,82	1,70	78,44	6,99
		P3	0,98	14,15	4,03	32,45	10,42	1,94	117,01	8,90
		P4	1,10	12,75	3,10	13,69	12,42	2,67	116,36	8,90
		P5	1,24	11,91	3,10	19,55	10,02	2,19	106,55	6,35

n. b. = nicht bestimmt

Fortsetzung Tab. XXVII:

Variante	Plot	Pflanze	Spross- biomasse (g)	Gehalt in der Sprosstrockenmasse						
				Makronährelemente (mmol g ⁻¹)				Mikronährelemente (μmol g ⁻¹)		
				N	P	K	Ca	Mg	Zn	Cu
V4	D6	P1	0,84	10,79	2,79	14,86	12,42	2,43	86,29	11,44
		P2	0,45	17,79	3,41	22,68	13,23	2,92	138,58	12,71
		P3	0,56	15,55	2,79	20,72	12,42	2,19	110,48	24,78
		P4	0,90	13,17	2,79	28,93	10,02	1,70	103,94	12,07
		P5	0,72	17,79	4,03	26,59	11,22	2,19	113,74	13,34
V5	A1	P1	2,26	n. b.	3,41	21,51	12,83	2,67	130,74	12,07
		P2	0,76	n. b.	2,79	34,41	11,62	1,46	124,86	11,44
		P3	1,06	n. b.	3,41	35,97	13,23	1,94	141,85	12,07
		P4	0,74	n. b.	3,41	30,11	12,02	2,67	135,97	13,98
		P5	1,20	n. b.	3,41	30,50	13,23	2,67	149,70	10,80
V5	A4	P1	1,10	16,53	2,17	23,46	11,22	1,94	82,37	10,80
		P2	1,92	n. b.	3,41	24,24	10,02	1,94	97,40	10,17
		P3	0,76	n. b.	4,65	26,20	9,22	2,43	129,43	15,25
		P4	0,88	n. b.	3,72	16,03	12,42	2,92	100,67	13,34
		P5	0,32	n. b.	2,79	19,55	12,83	2,43	94,13	10,17
V5	B6	P1	1,85	n. b.	2,48	19,16	12,02	2,92	156,89	12,07
		P2	1,07	17,09	2,79	22,68	9,62	2,19	130,74	11,44
		P3	0,80	16,95	2,48	19,16	10,82	2,67	113,09	13,34
		P4	1,83	16,39	3,41	25,02	10,82	2,43	117,67	11,44
		P5	2,14	13,03	3,41	32,45	7,62	1,22	130,09	12,07
V5	C7	P1	0,21	14,99	3,41	17,60	14,43	3,89	150,35	23,51
		P2	1,13	14,57	3,72	30,50	12,42	2,43	132,70	6,99
		P3	1,80	11,21	2,79	23,85	6,81	1,22	100,02	9,53
		P4	0,52	16,81	3,41	19,16	12,83	2,92	101,32	10,80
		P5	0,93	12,89	3,41	21,11	10,42	2,43	117,01	8,26
V5	D4	P1	0,60	13,45	3,72	20,72	11,62	2,43	129,43	16,52
		P2	1,19	11,21	3,10	21,51	14,03	2,43	145,78	15,25
		P3	1,41	10,65	3,10	27,76	11,22	1,70	132,70	11,44
		P4	1,05	12,33	3,10	21,51	9,62	1,94	113,74	15,89
		P5	0,46	14,71	3,72	32,06	11,62	2,19	125,51	14,61

n. b. = nicht bestimmt

Anreicherung von ^{15}N in der abgeernteten Sprossbiomasse nach der Tracerapplikation

Tab. XXVIII: C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Sprosstrockenmasse der Pflanzen aus den Lysimeterbeständen; Arr = *A. elatius*, Hol = *H. lanatus*, Ger = *G. pratense*, Pla = *P. lanceolata*, Tar = *T. officinale*, Ran = *R. acris*.

Variante	Plot	Applikations- tiefe (cm)	Pflanzenart	Biomasse (g)	C (%)	N (%)	C/N- Verhältnis	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V1	A2	15	Hol	0,12	45,17	3,09	14,62	5,82	0,37
		15	Arr	3,21	44,70	2,91	15,36	101,02	0,40
		40	Hol	0,17	45,20	2,53	17,90	9,74	0,37
		40	Arr	2,64	44,85	1,70	26,34	35,17	0,38
		60	Arr	9,64	44,40	1,77	25,13	9,89	0,37
	B5	15	Hol	0,99	43,36	1,82	23,77	214,98	0,44
		15	Arr	3,35	45,05	1,36	33,22	41,52	0,38
		40	Hol	1,91	44,01	1,79	24,54	4,93	0,37
		40	Arr	0,30	45,88	1,78	25,83	20,88	0,37
		60	Arr	4,40	44,90	1,44	31,21	5,73	0,37
V1	B7	15	Arr	3,64	44,58	2,01	22,18	96,33	0,40
		40	Arr	4,64	44,56	1,71	26,06	19,56	0,37
		60	Hol	0,15	43,89	2,34	18,76	5,61	0,37
		60	Arr	3,32	44,68	2,23	20,05	8,61	0,37
	C3	15	Hol	0,59	43,70	2,04	21,41	20,47	0,37
		15	Arr	2,88	44,52	1,68	26,46	147,67	0,42
		40	Hol	0,66	43,72	1,78	24,61	7,11	0,37
		40	Arr	7,51	43,82	1,45	30,19	7,12	0,37
		60	Hol	0,02	44,36	1,92	23,13	4,54	0,37
		60	Arr	5,01	44,51	1,54	28,98	8,55	0,37
V1	D5	15	Hol	0,73	43,71	1,94	22,58	12,08	0,37
		15	Arr	3,17	44,56	1,86	24,01	46,65	0,38
		40	Hol	1,40	42,57	1,63	26,14	4,67	0,37
		40	Arr	1,61	44,24	1,43	31,00	6,02	0,37
		60	Arr	4,89	44,30	1,54	28,70	6,30	0,37
	A5	15	Hol	2,97	43,03	1,95	22,05	52,80	0,39
		15	Ger	0,53	46,07	2,51	18,35	7,26	0,37
		40	Hol	0,51	42,87	1,50	28,56	3,49	0,37
		40	Ger	3,24	43,54	2,11	20,61	8,02	0,37
		60	Hol	1,93	42,22	1,15	36,80	4,48	0,37
		60	Ger	0,62	44,13	1,60	27,65	4,09	0,37
V2	B1	15	Hol	1,53	42,63	2,15	19,86	34,20	0,38
		15	Ger	2,71	43,94	1,80	24,46	4,00	0,37
		40	Hol	2,61	42,21	1,62	26,03	26,04	0,38
		40	Ger	3,99	43,77	1,86	23,53	45,45	0,38
		60	Hol	1,19	43,47	1,91	22,72	5,30	0,37
		60	Ger	1,38	44,29	2,19	20,26	6,29	0,37
	C2	15	Hol	1,20	43,20	1,97	21,92	82,03	0,40
		15	Ger	1,70	44,93	2,56	17,53	278,67	0,47
		40	Hol	0,02	43,34	2,76	15,69	7,23	0,37
		40	Ger	2,88	43,63	2,01	21,70	8,09	0,37
		60	Hol	0,27	43,31	1,90	22,80	6,19	0,37
		60	Ger	1,58	44,10	2,21	19,98	3,93	0,37

Fortsetzung Tab. XXVIII:

Variante	Plot	Applikations- tiefe (cm)	Pflanzenart	Biomasse (g)	C (%)	N (%)	C/N- Verhältnis	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V2	C6	15	Hol	4,07	42,93	2,02	21,26	4,97	0,37
		15	Ger	0,48	44,65	2,73	16,38	4,78	0,37
		40	Hol	2,19	43,38	2,28	19,02	4,24	0,37
		40	Ger	1,36	43,62	2,39	18,24	5,53	0,37
		60	Hol	3,55	42,50	1,68	25,25	4,12	0,37
		60	Ger	2,01	43,45	1,71	25,37	4,13	0,37
V2	D3	15	Hol	3,82	42,36	1,54	27,42	105,83	0,40
		15	Ger	1,07	44,09	1,59	27,72	83,45	0,40
		40	Hol	2,65	42,92	1,89	22,70	10,42	0,37
		40	Ger	0,61	44,26	2,02	21,90	5,22	0,37
		60	Hol	1,56	42,50	1,78	23,87	6,78	0,37
		60	Ger	1,23	44,31	1,76	25,13	6,63	0,37
V3	A3	15	Pla	0,08	41,11	1,33	30,85	338,06	0,49
		15	Hol	3,00	42,99	1,30	33,01	3,70	0,37
		40	Pla	2,07	41,34	1,86	22,19	12,70	0,37
		60	Pla	1,40	41,71	1,49	28,05	5,36	0,37
V3	B2	15	Hol	0,23	40,71	1,38	29,54	148,11	0,42
		15	Pla	3,90	41,53	1,31	31,81	123,21	0,41
		40	Hol	0,09	41,62	1,05	39,71	12,22	0,37
		40	Pla	2,67	41,18	1,32	31,28	36,63	0,38
		60	Hol	0,11	40,18	1,48	27,10	3,31	0,37
		60	Pla	2,81	40,80	1,06	38,35	9,24	0,37
V3	C1	15	Pla	4,02	41,48	0,83	50,06	110,37	0,41
		40	Pla	3,27	41,67	1,53	27,21	22,25	0,37
		60	Pla	3,49	41,08	1,30	31,59	6,12	0,37
V3	C5	15	Pla	3,76	40,47	1,32	30,62	214,19	0,44
		15	Hol	0,11	42,60	1,73	24,59	5,05	0,37
		40	Pla	1,92	41,93	1,19	35,15	6,43	0,37
		40	Hol	0,26	42,22	1,82	23,23	189,12	0,44
		60	Pla	5,43	41,72	1,80	23,17	7,95	0,37
		60	Hol	0,14	42,58	1,90	22,37	4,62	0,37
V3	D7	15	Hol	0,67	42,04	1,33	31,61	687,45	0,62
		15	Pla	2,90	42,03	1,36	30,82	192,94	0,44
		40	Hol	1,05	41,84	1,21	34,69	6,73	0,37
		40	Pla	2,10	40,36	1,26	31,95	n. b.	n. b.
		60	Hol	0,72	42,62	1,37	31,08	5,21	0,37
		60	Pla	1,21	42,05	1,66	25,41	9,80	0,37
V4	A7	15	Hol	0,04	43,32	1,14	38,01	121,51	0,41
		15	Arr	0,65	45,10	1,28	35,16	628,59	0,60
		15	Ger	0,29	45,06	1,98	22,78	129,08	0,41
		15	Pla	3,24	42,52	1,67	25,41	176,40	0,43
		40	Ger	0,23	44,87	2,15	20,89	7,90	0,37
		40	Pla	3,06	42,30	1,93	21,97	26,19	0,38
		60	Hol	0,06	44,52	1,60	27,85	4,77	0,37
		60	Pla	2,89	42,52	1,37	30,98	14,86	0,37

n. b. = nicht bestimmt

Fortsetzung Tab. XXVIII:

Variante	Plot	Applikations- tiefe (cm)	Pflanzenart	Biomasse (g)	C (%)	N (%)	C/N- Verhältnis	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. ‰)
V4	B4	15	Hol	0,15	40,56	1,19	34,05	19,48	0,37
		15	Arr	0,02	40,57	1,67	24,25	550,90	0,57
		15	Pla	4,74	42,74	1,27	33,57	104,44	0,40
		40	Arr	0,79	44,52	1,20	37,07	5,18	0,37
		40	Ger	0,28	45,68	1,90	24,03	3,51	0,37
		40	Pla	2,95	42,75	1,47	29,05	44,89	0,38
		60	Ger	0,06	44,53	1,25	35,51	2,63	0,37
		60	Pla	3,91	42,35	1,39	30,41	6,93	0,37
V4	C4	15	Hol	0,33	42,71	1,54	27,70	56,00	0,39
		15	Arr	0,09	45,05	2,16	20,82	546,27	0,57
		15	Ger	0,21	44,93	1,96	22,87	57,27	0,39
		15	Pla	1,84	42,57	1,62	26,29	306,17	0,48
		40	Hol	0,02	40,42	1,95	20,70	7,08	0,37
		40	Arr	0,04	43,60	2,41	18,09	94,61	0,40
		40	Ger	0,58	44,68	2,22	20,14	5,97	0,37
		40	Pla	1,48	42,40	1,73	24,49	10,48	0,37
		60	Hol	0,25	43,31	1,51	28,67	2,74	0,37
		60	Ger	0,27	44,49	1,99	22,39	2,62	0,37
		60	Pla	3,05	41,76	1,51	27,65	3,31	0,37
V4	D1	15	Hol	0,15	43,57	1,41	30,94	228,14	0,45
		15	Arr	0,86	44,08	1,64	26,85	96,67	0,40
		15	Ger	0,32	45,02	2,13	21,11	423,52	0,52
		15	Pla	3,58	41,22	1,51	27,26	168,68	0,43
		40	Hol	0,05	41,24	1,50	27,55	3,83	0,37
		40	Ger	0,21	44,68	1,95	22,87	11,26	0,37
		40	Pla	2,82	42,29	1,32	32,14	36,02	0,38
		60	Hol	0,11	42,21	1,73	24,42	3,28	0,37
		60	Ger	0,21	44,32	1,78	24,84	3,01	0,37
		60	Pla	5,06	41,87	1,48	28,25	4,23	0,37
V4	D6	15	Hol	0,85	41,91	1,50	27,91	266,47	0,46
		15	Arr	0,28	44,05	1,72	25,62	210,92	0,44
		15	Ger	0,18	44,18	1,56	28,28	75,49	0,39
		15	Pla	2,60	41,73	1,87	22,28	68,26	0,39
		40	Hol	0,33	42,64	1,79	23,83	6,34	0,37
		40	Arr	0,38	44,71	1,60	28,02	11,14	0,37
		40	Ger	0,07	44,96	1,84	24,41	3,98	0,37
		40	Pla	2,30	43,16	1,98	21,80	22,73	0,37
		60	Arr	0,66	44,01	1,69	26,10	5,21	0,37
		60	Pla	2,55	41,57	1,72	24,11	8,63	0,37
		60	Hol	0,04	42,24	1,69	24,96	7,06	0,37
		60	Ger	0,09	45,49	2,09	21,81	5,03	0,37

Fortsetzung Tab. XXVIII:

Variante	Plot	Applikations- tiefe (cm)	Pflanzenart	Biomasse (g)	C (%)	N (%)	C/N- Verhältnis	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. ‰)
V5	A1	15	Arr	0,85	44,26	2,60	17,04	33,46	0,38
		15	Ger	0,06	43,57	2,35	18,58	5,93	0,37
		15	Pla	2,59	41,41	2,03	20,42	83,39	0,40
		15	Tar	0,60	43,17	2,81	15,34	302,59	0,48
		40	Hol	0,41	43,47	1,48	29,43	6,01	0,37
		40	Arr	0,40	44,11	2,35	18,80	60,21	0,39
		40	Ger	0,15	45,03	1,87	24,03	4,04	0,37
		40	Pla	3,07	41,56	1,97	21,09	14,32	0,37
		40	Tar	1,60	42,01	2,20	19,06	4,71	0,37
		40	Ran	0,09	42,33	1,61	26,37	4,13	0,37
		60	Arr	0,59	43,65	2,13	20,45	3,68	0,37
		60	Ger	0,40	44,53	1,92	23,23	5,02	0,37
		60	Pla	4,51	41,76	1,53	27,21	10,07	0,37
		60	Tar	0,08	44,12	2,44	18,05	2,70	0,37
		60	Ran	0,05	40,14	1,72	23,32	5,28	0,37
V5	A4	15	Hol	0,08	42,60	1,36	31,32	43,23	0,38
		15	Arr	0,46	43,30	1,26	34,33	136,87	0,42
		15	Ger	0,05	44,83	1,89	23,76	18,19	0,37
		15	Pla	2,21	41,69	1,65	25,28	210,70	0,44
		15	Tar	0,16	43,01	2,34	18,39	261,07	0,46
		40	Arr	0,17	43,60	1,61	27,15	5,78	0,37
		40	Ger	0,30	45,28	1,57	28,93	7,51	0,37
		40	Pla	4,79	42,02	1,62	25,92	6,11	0,37
		40	Tar	0,02	44,19	3,58	12,36	4,37	0,37
		60	Arr	0,90	43,67	1,26	34,76	6,03	0,37
		60	Ger	0,33	42,42	1,71	24,75	6,11	0,37
		60	Pla	1,12	42,67	1,72	24,76	7,00	0,37
		60	Tar	0,36	41,93	2,25	18,65	5,91	0,37
V5	B6	15	Hol	0,04	42,94	1,72	24,90	51,01	0,38
		15	Arr	0,30	45,22	1,71	26,40	19,39	0,37
		15	Ger	0,44	44,07	1,76	25,02	205,85	0,44
		15	Pla	2,00	42,09	1,38	30,40	230,10	0,45
		15	Tar	0,04	42,51	2,40	17,72	198,49	0,44
		15	Ran	0,61	41,93	1,82	23,07	45,16	0,38
		40	Arr	0,44	43,85	1,50	29,16	5,15	0,37
		40	Ger	0,27	44,44	1,95	22,78	12,47	0,37
		40	Pla	0,29	42,53	1,73	24,64	4,39	0,37
		40	Tar	1,79	42,20	3,29	12,83	24,74	0,38
		60	Arr	0,15	43,87	2,28	19,26	6,44	0,37
		60	Ger	0,30	45,20	1,91	23,61	3,07	0,37
		60	Pla	1,07	41,56	1,62	25,58	9,07	0,37
		60	Tar	1,26	42,05	2,35	17,89	10,03	0,37
		60	Ran	0,09	42,37	1,79	23,63	6,97	0,37

Fortsetzung Tab. XXVIII:

Variante	Plot	Applikations- tiefe (cm)	Pflanzenart	Biomasse (g)	C (%)	N (%)	C/N- Verhältnis	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V5	C7	15	Arr	2,34	43,45	1,16	37,43	110,44	0,41
		15	Pla	2,33	42,54	1,60	26,66	153,99	0,42
		15	Tar	0,46	42,35	2,36	17,97	133,02	0,41
		15	Ran	0,07	41,24	1,51	27,33	10,32	0,37
		40	Arr	0,17	44,77	1,47	30,49	5,49	0,37
		40	Ger	0,47	40,74	2,26	18,06	13,35	0,37
		40	Pla	4,12	42,16	1,89	22,30	29,96	0,38
		40	Tar	0,09	42,99	2,07	20,77	3,45	0,37
		40	Ran	0,08	39,55	1,91	20,74	14,25	0,37
		60	Arr	1,83	42,77	1,40	30,53	36,10	0,38
		60	Ger	0,51	44,58	1,70	26,27	6,12	0,37
		60	Pla	2,93	41,86	1,58	26,55	9,28	0,37
		60	Tar	0,37	42,86	2,56	16,72	6,51	0,37
		15	Hol	0,12	42,65	1,63	26,10	8,82	0,37
		15	Arr	0,99	43,06	1,75	24,64	209,61	0,44
		15	Pla	1,79	42,20	1,50	28,18	114,97	0,41
V5	D4	15	Tar	0,08	43,38	2,09	20,74	30,40	0,38
		15	Ran	0,03	41,58	1,55	26,84	3,77	0,37
		40	Arr	0,50	42,47	1,01	41,92	7,29	0,37
		40	Pla	2,05	41,62	1,11	37,42	24,21	0,38
		40	Tar	0,08	43,48	1,85	23,53	6,13	0,37
		60	Arr	0,21	43,94	1,93	22,82	5,98	0,37
		60	Ger	0,39	42,01	1,69	24,83	5,30	0,37
		60	Pla	2,15	42,45	1,59	26,68	5,47	0,37
		60	Tar	0,11	40,63	1,82	22,28	4,90	0,37

Tab. XXIX: C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Sprosstrockenmasse der Kontrollpflanzen aus den Lysimeterbeständen; K1=Kontrollen vor der Tracerapplikation; K2=Kontrollen zwei Tage nach der Tracerapplikation.

Variante	Plot	Kontrolle	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V1	A2	K1	44,42	3,03	10,04	0,37
V1	B5	K1	43,37	1,76	5,15	0,37
V1	B7	K1	44,48	1,52	5,61	0,37
V1	C3	K1	44,28	1,31	3,49	0,37
V1	D5	K1	43,65	1,50	5,09	0,37
V2	A5	K1	43,00	2,10	6,81	0,37
V2	B1	K1	43,95	1,74	14,59	0,37
V2	C2	K1	44,13	2,18	5,95	0,37
V2	C6	K1	43,69	2,08	6,20	0,37
V2	D3	K1	42,62	1,46	3,86	0,37
V3	A3	K1	43,15	1,96	6,46	0,37
V3	A3	K1 Blüte	44,47	1,39	6,09	0,37
V3	B2	K1	41,63	1,49	21,08	0,37
V3	C1	K1	41,62	1,50	4,19	0,37
V3	C5	K1	41,93	1,37	5,26	0,37
V3	C5	K1 Blüte	42,83	0,59	4,58	0,37
V3	D7	K1	41,64	1,56	4,07	0,37
V3	D7	K1 Blüte	43,38	0,68	3,88	0,37

Fortsetzung Tab. XXIX:

Variante	Plot	Kontrolle	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V4	A7	K1	43,76	1,69	4,39	0,37
V4	B4	K1	43,15	1,71	4,83	0,37
V4	B4	K1 Blüte	43,49	0,58	6,00	0,37
V4	C4	K1	42,46	1,22	3,56	0,37
V4	D1	K1	41,74	1,62	4,73	0,37
V4	D1	K1 Blüte	43,28	1,44	3,23	0,37
V4	D6	K1	41,95	1,71	6,43	0,37
V4	D6	K1 Blüte	42,85	1,09	3,23	0,37
V5	A1	K1	41,95	2,12	5,17	0,37
V5	A1	K1 Blüte	44,25	1,55	3,84	0,37
V5	A4	K1	42,49	1,83	4,17	0,37
V5	B6	K1	42,15	1,80	6,14	0,37
V5	C7	K1	43,47	1,69	4,37	0,37
V5	C7	K1 Blüte	43,63	0,97	4,08	0,37
V5	D4	K1	42,63	1,68	3,63	0,37
V1	A2	K2	44,87	2,92	5,29	0,37
V1	B5	K2	43,86	1,67	6,38	0,37
V1	B7	K2	43,71	1,30	4,69	0,37
V1	C3	K2	43,12	1,38	5,32	0,37
V1	D5	K2	43,99	1,26	2,78	0,37
V2	A5	K2	43,62	2,13	5,88	0,37
V2	B1	K2	44,09	2,36	5,12	0,37
V2	C2	K2	43,74	2,15	5,61	0,37
V2	C6	K2	42,96	2,06	5,61	0,37
V2	D3	K2	48,32	1,81	5,65	0,37
V3	A3	K2	43,23	2,34	5,07	0,37
V3	B2	K2	42,91	1,47	6,08	0,37
V3	C1	K2	41,84	1,27	4,44	0,37
V3	C5	K2	42,55	1,42	3,87	0,37
V3	D7	K2	41,77	1,46	4,70	0,37
V4	A7	K2	43,08	1,50	3,64	0,37
V4	B4	K2	42,79	1,29	12,06	0,37
V4	C4	K2	42,41	1,52	3,92	0,37
V4	D1	K2	42,79	1,72	5,00	0,37
V4	D6	K2	43,16	1,91	6,52	0,37
V4	D6	K2 Blüte	43,67	1,00	8,10	0,37
V5	A1	K2	42,49	2,01	5,40	0,37
V5	A4	K2	42,87	1,80	5,70	0,37
V5	A4	K2 Blüte	43,17	1,04	3,85	0,37
V5	B6	K2	42,97	1,74	3,74	0,37
V5	B6	K2 Blüte	44,27	1,04	5,10	0,37
V5	C7	K2	43,10	1,94	5,10	0,37
V5	C7	K2 Blüte	44,02	1,21	4,57	0,37
V5	D4	K2	42,48	1,70	3,73	0,37

Tab. XXX: C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Sprossrockenmasse der Pflanzen des Vorversuchs zur Bestimmung des notwendigen Anreicherungs-faktors und der optimalen Erntezeit.

Anreicherungs-faktor (%)	Applikationstiefe (cm)	Pflanze	Ernte nach Tagen	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
10	15	1	1	42,20	2,37	23,73	0,37
10	15	1	2	40,21	2,02	57,61	0,39
10	15	1	3	42,85	2,95	202,69	0,44
10	30	4	1	41,99	1,96	12,53	0,37
10	30	4	2	41,76	1,83	154,16	0,42
10	30	4	3	44,44	1,97	1036,66	0,74
30	15	2	1	47,04	1,69	27,26	0,38
30	15	2	2	43,56	2,12	18,26	0,37
30	15	2	3	42,11	1,65	105,63	0,40
30	30	5	1	42,56	1,99	18,08	0,37
30	30	5	2	43,07	2,00	39,16	0,38
30	30	5	3	44,50	2,13	607,69	0,59
50	15	3	1	42,42	1,58	5,71	0,37
50	15	3	2	39,54	2,11	1,29	0,37
50	15	3	3	41,12	1,71	13,77	0,37
50	30	6	1	43,07	1,80	23,38	0,37
50	30	6	2	44,11	1,65	44,12	0,38
50	30	6	3	43,17	2,00	1282,47	0,83

Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse nach der Inkubation in der $\text{Ca}(^{15}\text{NO}_3)_2$ -Lösung

Tab. XXXI: Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse 2 d vor der Schnittnutzung.

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. ‰)
V1	B5	1	0,70	36,98	0,78	157,08	0,42
		2	0,18	36,49	1,09	332,43	0,49
		3	0,37	36,52	1,05	184,50	0,43
	B7	1	1,21	36,97	0,79	98,15	0,40
		2	2,71	37,67	0,56	251,14	0,46
		3	3,50	38,43	0,60	101,36	0,40
	C3	1	0,90	36,92	0,75	53,04	0,39
		2	0,85	37,50	0,77	49,60	0,38
		3	0,83	36,23	0,95	68,67	0,39
	D5	1	2,14	38,06	0,51	121,26	0,41
		2	1,75	38,88	0,56	185,14	0,43
		3	2,11	38,73	0,58	311,16	0,48
V2	B1	1	0,46	37,82	1,07	70,95	0,39
		2	0,72	38,77	1,08	113,14	0,41
		3	0,86	41,17	10,46	33,84	0,38
	C2	1	0,55	41,47	0,96	49,67	0,38
		2	0,60	40,09	0,97	50,21	0,38
		3	0,31	39,35	1,24	79,18	0,40
	C6	1	0,38	36,14	1,43	70,98	0,39
		2	0,38	31,69	0,95	117,98	0,41
		3	0,32	36,01	1,28	76,20	0,39
	D3	1	0,15	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		2	0,63	38,14	1,15	86,59	0,40
		3	0,45	38,40	1,04	55,69	0,39
V3	B2	1	0,54	38,32	0,66	66,74	0,39
		2	0,27	38,10	1,02	62,04	0,39
		3	0,43	38,67	0,95	81,87	0,40
	C1	1	0,44	38,34	0,90	58,54	0,39
		2	0,59	39,50	0,79	62,91	0,39
		3	0,30	38,26	0,83	49,37	0,38
	C5	1	0,28	34,68	1,10	188,45	0,44
		2	1,05	37,68	0,74	30,20	0,38
		3	1,04	37,15	0,76	55,19	0,39
	D7	1	0,53	34,43	0,91	75,56	0,39
		2	0,88	36,27	0,86	56,31	0,39
		3	0,43	34,21	0,89	73,42	0,39

n. b. = nicht bestimmt

Fortsetzung Tab. XXXI:

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V4	A7	1	0,64	37,23	1,03	84,70	0,40
		2	0,44	38,33	1,10	39,00	0,38
		3	1,21	38,71	0,85	47,81	0,38
	B4	1	0,52	39,50	0,80	59,72	0,39
		2	0,26	36,99	1,09	146,40	0,42
		3	0,46	40,78	0,72	97,44	0,40
	C4	1	0,78	37,23	0,71	33,60	0,38
		2	0,78	34,04	0,74	49,51	0,38
		3	0,84	36,52	0,95	n. b.	n. b.
	D6	1	0,83	38,10	0,97	89,91	0,40
		2	1,72	38,25	0,69	86,15	0,40
		3	0,95	37,98	0,87	107,87	0,41
V5	A1	1	0,38	37,00	1,22	213,82	0,44
		2	0,42	39,52	0,95	65,17	0,39
		3	0,35	37,64	1,02	200,13	0,44
	B6	1	0,33	37,58	0,74	94,39	0,40
		2	0,46	36,95	0,91	67,63	0,39
		3	0,38	38,90	0,92	90,92	0,40
	C7	1	0,50	35,74	1,09	97,40	0,40
		2	1,05	37,33	0,78	211,11	0,44
		3	1,18	35,65	0,76	181,36	0,43
	D4	1	1,15	35,35	0,69	87,97	0,40
		2	1,22	36,09	0,63	56,60	0,39
		3	1,41	32,72	0,62	35,01	0,38

n. b. = nicht bestimmt

Tab. XXXII: Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse 2 d nach der Schnittnutzung.

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V1	B5	1	0,45	38,61	0,74	31,24	0,38
		2	0,57	37,55	0,62	212,04	0,44
		3	0,57	40,07	0,38	273,82	0,47
	B7	1	0,26	38,66	0,84	318,08	0,48
		2	0,80	38,37	0,50	314,77	0,48
		3	1,21	40,71	0,68	n. b.	n. b.
	C3	1	0,56	38,40	0,60	359,17	0,50
		2	0,66	38,18	0,84	380,88	0,51
		3	0,28	39,64	0,91	532,97	0,56
	D5	1	0,16	38,42	0,88	142,40	0,42
		2	0,33	39,20	0,74	157,75	0,42
		3	0,16	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.

n. b. = nicht bestimmt

Fortsetzung Tab. XXXII:

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrisch-masse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V2	B1	1	0,14	41,49	1,31	66,88	0,39
		2	0,27	43,42	0,98	35,56	0,38
		3	0,21	43,49	0,91	68,29	0,39
	C2	1	0,25	42,30	1,67	46,97	0,38
		2	0,16	42,70	1,06	n. b.	n. b.
		3	0,13	42,24	1,37	n. b.	n. b.
	C6	1	0,12	*	*	*	*
		2	0,31	42,68	0,87	41,25	0,38
		3	0,04	*	*	*	*
	D3	1	0,16	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		2	0,30	40,94	0,90	93,70	0,40
		3	0,18	39,14	1,36	92,54	0,40
V3	B2	1	0,24	39,81	0,86	52,31	0,39
		2	0,26	42,32	0,76	77,66	0,39
		3	0,23	40,73	1,01	77,32	0,39
	C1	1	0,14	40,05	1,46	69,81	0,39
		2	0,15	40,76	0,83	72,96	0,39
		3	0,22	40,89	0,80	62,86	0,39
	C5	1	0,27	40,91	0,96	56,05	0,39
		2	0,31	42,01	1,07	23,05	0,37
		3	0,18	41,65	0,79	74,59	0,39
	D7	1	0,44	40,37	0,72	84,98	0,40
		2	0,22	39,61	1,12	53,46	0,39
		3	0,32	41,91	0,77	n. b.	n. b.
V4	A7	1	0,40	41,52	0,99	42,30	0,38
		2	0,20	40,80	0,81	26,75	0,38
		3	0,44	38,61	0,77	115,12	0,41
	B4	1	0,32	36,90	0,46	65,67	0,39
		2	0,36	38,34	0,69	385,21	0,51
		3	0,37	41,96	0,81	263,36	0,46
	C4	1	0,34	41,20	0,70	45,46	0,38
		2	1,13	39,40	0,57	225,43	0,45
		3	0,29	39,74	0,78	146,47	0,42
	D6	1	0,42	39,72	0,87	119,16	0,41
		2	0,45	40,63	0,79	203,89	0,44
		3	0,37	39,31	0,63	118,75	0,41
V5	A1	1	0,34	38,99	1,11	101,52	0,40
		2	0,14	38,88	1,46	268,95	0,46
		3	0,20	37,80	1,28	154,92	0,42
	B6	1	0,29	40,62	0,88	55,72	0,39
		2	0,42	40,13	0,75	89,89	0,40
		3	0,22	38,13	0,81	335,17	0,49
	C7	1	0,47	39,67	0,73	91,10	0,40
		2	0,46	40,71	0,79	99,17	0,40
		3	0,47	39,59	0,83	176,71	0,43
	D4	1	0,23	38,56	0,88	106,84	0,41
		2	0,32	39,42	0,71	48,41	0,38
		3	0,86	40,08	0,44	122,85	0,41

n. b. = nicht bestimmt; * wegen zu geringer Menge zur C/N-Analyse mit den anderen Proben des Plots vereinigt

Tab. XXXIII: Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse am Ende der Vegetationsperiode.

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. ‰)
V1	B5	1	0,72	37,17	1,12	151,89	0,42
		2	0,93	38,13	1,04	187,54	0,43
		3	0,76	37,30	0,99	99,23	0,40
	B7	1	0,64	37,24	0,91	143,15	0,42
		2	1,37	37,96	0,77	204,85	0,44
		3	1,05	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	C3	1	1,27	37,42	0,94	118,65	0,41
		2	0,83	36,46	1,13	168,22	0,43
		3	0,42	36,61	0,88	170,34	0,43
	D5	1	0,40	35,69	1,00	152,90	0,42
		2	0,83	37,31	0,83	180,33	0,43
		3	1,55	36,21	0,93	140,27	0,42
V2	B1	1	0,08	39,67	1,52	33,74	0,38
		2	0,09	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		3	0,09	37,21	1,68	34,19	0,38
	C2	1	0,09	40,00	1,47	61,30	0,39
		2	0,05	*	*	*	*
		3	0,09	*	*	*	*
	C6	1	0,10	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		2	0,13	42,00	1,38	37,02	0,38
		3	0,13	41,33	1,40	67,79	0,39
	D3	1	0,22	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		2	0,21	39,89	1,28	146,64	0,42
		3	0,57	39,68	1,21	163,47	0,43
V3	B2	1	0,48	35,01	1,40	49,12	0,38
		2	0,20	32,92	1,40	47,34	0,38
		3	0,47	37,86	1,23	24,46	0,38
	C1	1	0,27	35,82	1,35	90,44	0,40
		2	1,07	36,41	1,18	38,88	0,38
		3	0,64	39,35	1,07	60,89	0,39
	C5	1	0,64	34,94	1,13	69,42	0,39
		2	1,43	33,52	1,20	52,95	0,39
		3	0,81	32,88	1,24	62,75	0,39
	D7	1	0,22	36,46	1,36	123,09	0,41
		2	0,24	36,60	1,18	95,73	0,40
		3	0,23	37,01	1,40	65,19	0,39
V4	A7	1	1,07	34,32	1,12	74,01	0,39
		2	0,73	36,59	1,21	114,78	0,41
		3	0,63	37,28	1,26	173,13	0,43
	B4	1	0,21	39,64	1,50	98,64	0,40
		2	0,60	36,68	0,98	118,38	0,41
		3	0,85	36,39	1,29	63,45	0,39
	C4	1	0,70	37,45	1,27	86,32	0,40
		2	1,65	35,80	1,10	101,92	0,40
		3	1,06	36,77	0,98	89,16	0,40
	D6	1	1,02	37,43	1,00	111,45	0,41
		2	0,59	37,17	1,24	103,17	0,40
		3	0,51	38,76	0,98	112,41	0,41

n. b. = nicht bestimmt; * wegen zu geringer Menge zur C/N-Analyse mit den anderen Proben des Plots vereinigt

Fortsetzung Tab. XXXIII:

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V5	A1	1	0,29	38,68	1,27	217,18	0,45
		2	0,46	38,41	1,18	116,76	0,41
		3	0,37	38,05	1,34	124,82	0,41
	B6	1	0,71	31,89	1,04	79,85	0,40
		2	0,87	36,86	1,20	96,04	0,40
		3	0,56	38,15	1,18	182,14	0,43
	C7	1	0,47	38,03	1,09	142,47	0,42
		2	0,49	37,52	1,16	110,60	0,41
		3	1,01	37,38	0,94	135,47	0,42
	D4	1	0,87	32,21	1,18	120,97	0,41
		2	0,65	32,77	1,14	86,27	0,40
		3	1,11	35,54	1,22	119,82	0,41

Tab. XXXIV: Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse nach einer Frostperiode im Winter.

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V1	B5	1	0,33	36,52	1,11	177,97	0,43
		2	0,45	10,45	0,69	57,68	0,39
		3	0,24	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	B7	1	0,28	33,20	1,03	63,61	0,39
		2	0,42	39,35	1,07	142,75	0,42
		3	0,31	38,41	1,24	159,75	0,42
	C3	1	0,14	38,13	1,33	153,68	0,42
		2	0,20	39,43	1,44	190,12	0,44
		3	0,20	38,91	1,21	183,36	0,43
	D5	1	0,32	38,94	1,21	157,78	0,42
		2	0,33	39,51	1,19	177,48	0,43
		3	0,23	38,53	1,35	185,05	0,43
V2	B1	1	0,10	38,71	1,42	96,65	0,40
		2	0,03	*	*	*	*
		3	0,15	*	*	*	*
	C2	1	0,04	67,73	1,84	204,18	0,44
		2	0,02	*	*	*	*
		3	0,02	*	*	*	*
	C6	1	0,24	40,05	1,31	50,99	0,38
		2	0,16	39,33	1,18	164,69	0,43
		3	0,14	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	D3	1	0,37	39,07	1,95	105,17	0,40
		2	0,16	38,45	1,35	130,36	0,41
		3	0,21	40,64	1,32	96,22	0,40

n. b. = nicht bestimmt; * wegen zu geringer Menge zur C/N-Analyse mit den anderen Proben des Plots vereinigt

Fortsetzung Tab. XXXIV:

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V3	B2	1	0,06	32,37	1,37	49,29	0,38
		2	0,06	*	*	*	*
		3	0,06	*	*	*	*
	C1	1	0,14	34,30	2,13	99,61	0,40
		2	0,05	*	*	*	*
		3	0,12	*	*	*	*
	C5	1	0,02	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		2	0,10	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		3	0,20	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	D7	1	0,08	43,51	1,68	51,84	0,39
		2	0,07	*	*	*	*
		3	0,12	*	*	*	*
V4	A7	1	0,13	39,19	1,92	89,38	0,40
		2	0,16	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		3	0,19	39,48	0,92	151,33	0,42
	B4	1	0,05	33,82	1,69	84,29	0,40
		2	0,08	*	*	*	*
		3	0,15	*	*	*	*
	C4	1	0,29	37,51	1,29	130,83	0,41
		2	0,31	37,07	1,27	123,18	0,41
		3	0,92	40,71	0,74	78,92	0,40
	D6	1	0,19	35,47	1,19	202,84	0,44
		2	0,22	38,49	1,27	78,28	0,39
		3	0,35	37,41	1,34	155,75	0,42
V5	A1	1	0,22	41,97	1,77	62,25	0,39
		2	0,12	*	*	*	*
		3	0,19	*	*	*	*
	B6	1	0,18	*	*	*	*
		2	0,16	38,48	1,62	92,61	0,40
		3	0,12	*	*	*	*
	C7	1	0,28	38,55	1,04	123,10	0,41
		2	0,32	39,01	1,10	86,33	0,40
		3	0,34	38,56	1,11	105,25	0,40
	D4	1	0,17	39,74	1,44	147,71	0,42
		2	0,20	*	*	*	*
		3	0,14	*	*	*	*

n. b. = nicht bestimmt; * wegen zu geringer Menge zur C/N-Analyse mit den anderen Proben des Plots vereinigt

Tab. XXXV: Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse zu Beginn der Vegetationsperiode.

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V1	B5	1	0,33	34,44	0,86	141,83	0,42
		2	0,28	34,10	0,89	120,39	0,41
		3	0,30	36,44	0,77	75,04	0,40
	B7	1	0,22	33,80	0,85	100,63	0,40
		2	0,30	34,48	0,84	68,91	0,39
		3	0,23	35,72	0,74	162,10	0,43
	C3	1	0,33	37,55	0,91	164,61	0,43
		2	0,28	36,60	0,89	120,04	0,41
		3	0,30	37,76	0,87	90,80	0,40
	D5	1	0,22	36,48	1,03	139,53	0,42
		2	0,30	36,51	0,86	157,91	0,42
		3	0,23	40,75	0,90	28,83	0,38
V2	B1	1	0,14	34,91	0,61	127,70	0,413
		2	0,09	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
		3	0,20	38,94	0,80	109,33	0,41
	C2	1	0,09	34,36	1,35	151,48	0,42
		2	0,08	37,07	0,95	182,68	0,43
		3	0,10	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	C6	1	0,68	41,07	0,84	259,93	0,46
		2	0,46	38,09	0,91	174,54	0,43
		3	0,12	36,40	0,94	131,77	0,41
	D3	1	0,80	37,13	0,82	114,10	0,41
		2	0,45	40,91	0,73	142,51	0,42
		3	0,24	36,76	0,82	105,17	0,40
V3	B2	1	0,12	36,65	1,32	133,47	0,41
		2	0,12	*	*	*	*
		3	0,16	*	*	*	*
	C1	1	0,28	37,76	1,55	120,25	0,41
		2	0,17	35,31	1,60	86,73	0,40
		3	0,21	36,09	1,54	159,50	0,42
	C5	1	0,12	38,34	1,42	110,13	0,41
		2	0,17	37,64	1,36	65,01	0,39
		3	0,24	37,40	1,56	76,68	0,39
	D7	1	0,33	37,58	1,12	142,66	0,42
		2	0,18	36,33	1,22	104,22	0,40
		3	0,23	36,96	1,13	174,05	0,43
V4	A7	1	0,18	35,61	1,30	98,53	0,40
		2	0,29	34,45	1,33	67,97	0,39
		3	0,20	36,51	1,37	110,05	0,41
	B4	1	0,29	34,61	1,17	195,26	0,44
		2	0,11	37,35	1,09	187,48	0,43
		3	0,22	35,64	1,21	119,40	0,41
	C4	1	0,30	37,67	1,13	114,13	0,41
		2	0,24	35,06	1,29	105,32	0,40
		3	0,61	39,48	0,78	89,82	0,40
	D6	1	0,18	37,31	1,19	112,92	0,41
		2	0,31	36,11	1,06	182,73	0,43
		3	0,40	36,42	1,14	134,62	0,42

n. b. = nicht bestimmt; * wegen zu geringer Menge zur C/N-Analyse mit den anderen Proben des Plots vereinigt

Fortsetzung Tab. XXXV:

Variante	Plot	Ingrowth-cores	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V5	A1	1	0,33	39,30	0,96	193,63	0,44
		2	0,26	38,46	1,13	122,07	0,41
		3	0,48	40,19	0,67	112,88	0,41
	B6	1	0,21	37,10	0,93	197,78	0,44
		2	0,27	37,64	0,83	172,41	0,43
		3	0,24	33,34	0,90	177,05	0,43
	C7	1	0,71	38,84	0,97	71,80	0,39
		2	0,25	38,35	1,06	78,95	0,40
		3	0,22	37,36	0,91	82,73	0,40
	D4	1	0,24	38,41	0,90	8,18	0,37
		2	0,23	39,00	1,00	102,05	0,40
		3	0,29	37,50	1,09	199,08	0,44

Tab. XXXVI: C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse der Kontrollen beim Inkubationsexperiment.

Variante	Plot	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
V1	B5	38,61	0,77	4,07	0,370
V1	B7	36,90	0,46	5,29	0,370
V1	C3	41,21	0,71	5,17	0,371
V1	D5	41,96	0,81	4,83	0,370
V2	B1	38,35	0,70	6,04	0,372
V2	C2	39,40	0,58	4,18	0,370
V2	C6	39,75	0,78	4,74	0,370
V2	D3	39,72	0,87	3,23	0,369
V3	B2	40,63	0,80	3,86	0,370
V3	C1	39,32	0,64	3,24	0,370
V3	C5	39,01	1,00	4,40	0,370
V3	D7	37,50	1,09	4,08	0,370
V4	A7	33,80	0,85	3,57	0,370
V4	B4	34,48	0,84	6,14	0,371
V4	C4	35,72	0,74	4,37	0,370
V4	D6	37,55	0,91	6,44	0,371
V5	A1	36,60	0,89	3,63	0,369
V5	B6	37,76	0,87	3,85	0,369
V5	C7	38,14	0,92	6,38	0,372
V5	D4	39,64	0,88	4,70	0,370

Tab. XXXVII: Wurzelfrischmasse, C/N-Gehalte, Anreicherung an ^{15}N ($\delta^{15}\text{N}$) und ^{15}N -Gehalt in der Wurzeltrockenmasse beim Experiment zur Differenzierung zwischen apoplastischer Adsorption und Aufnahme von Nitrat durch Membrantransport.

Behandlung	Probe	Wurzelfrischmasse (g)	C (%)	N (%)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	^{15}N (at. %)
Zeitreihe mit verschiedener Anzahl an Waschschritten	1×5 min	0,250	35,73	0,91	245,01	0,46
	2×5 min	0,259	36,70	0,83	208,04	0,44
	3×5 min	0,228	36,93	0,84	212,62	0,44
	4×5 min	0,323	35,33	0,93	324,33	0,48
	5×5 min	0,184	36,76	0,92	175,62	0,43
0 °C	1	0,411	37,00	0,72	46,98	0,38
	2	0,348	38,19	0,84	50,35	0,38
	3	0,300	33,35	0,60	44,04	0,38
80 °C	1	0,334	33,03	0,89	12,01	0,37
	2	0,247	34,76	0,84	14,82	0,37
	3	0,316	34,85	0,76	12,44	0,37

Minirhizotron- und Wurzelröhren-Beobachtungen

Tab. XXXVIII: Kumulative Wurzellängendichte in den Lysimeterbeständen (Minirhizotron-Beobachtungen).

Vari- ante	Plot	Kumulative Wurzellängendichte (cm cm ⁻²) am															
		04.04.03		09.05.03		06.06.03		16.06.03		23.06.03		21.07.03		20.08.03		15.09.03	
		in der Bodentiefe (cm)															
		30	50	30	50	30	50	30	50	30	50	30	50	30	50	30	50
V1	A2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,94	0,00	1,05	0,00	1,15	0,00	1,94	0,31	1,57	0,00	1,26	0,00
	B5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,42	0,00	1,15	0,00	0,63
	B7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,73	0,00	0,89	0,00	1,15	0,00	1,00	0,00
	C3	1,15	0,00	1,47	0,94	1,10	0,52	1,41	0,63	1,52	0,84	1,57	0,00	1,62	0,00	1,68	0,00
	D5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,73	0,00	0,94	0,00	1,00	0,00	1,26	0,00	1,36	0,10	1,10	0,00
V2	A5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,10	0,00	1,15	0,00	1,73	0,00	1,83	0,00	1,73	0,00	1,62	0,00
	B1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,21	0,00	0,47	0,00	0,63	0,84	0,58	0,00	1,00	0,00
	C2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,68	0,00	1,73	0,00	0,00	0,00
	C6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,73	0,00	1,31	0,00	1,05	0,00	1,83	0,00	2,36	0,00	2,25	0,00
	D3	0,31	0,00	0,31	0,00	0,00	0,00	0,94	0,00	0,94	0,00	2,30	0,10	2,41	2,04	1,62	0,00
V3	A3	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,26	0,31	0,89	0,37	1,20	0,21	1,26	0,47	1,57	0,58
	B2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,42	0,00	0,47	0,68	0,52	0,79	0,52	0,58	0,58	0,47	0,00	1,05
	C1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,26	0,73	0,26	0,84	0,52	1,00	0,26	0,00	1,78
	C5	0,00	0,00	0,16	0,00	0,00	0,00	0,21	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,05	0,37
	C7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	0,00
V4	A7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,37	0,47	0,52	0,00	0,79	0,31	1,94	0,00	2,72	0,00	1,15	1,00
	B4	0,00	0,00	0,00	0,00	1,78	0,52	2,04	0,00	2,30	1,05	2,46	1,20	2,57	1,15	2,36	1,26
	C4	0,00	0,00	0,31	0,00	0,52	0,00	0,63	0,00	0,84	0,00	0,94	0,00	1,05	0,00	1,57	0,00
	D1	0,68	0,00	0,68	0,00	1,41	0,00	1,52	0,00	1,73	0,00	1,94	0,00	1,31	0,00	1,99	0,00
	D6	0,42	0,00	0,94	0,00	0,68	0,00	0,84	0,00	0,89	0,00	1,00	0,42	1,52	0,00	1,41	0,73
V5	A1	0,99	0,00	0,00	0,00	0,26	0,00	0,37	0,00	0,42	0,00	1,52	0,00	1,94	0,00	0,94	0,00
	A4	0,42	0,00	0,47	0,00	0,68	0,52	0,68	0,63	0,84	0,31	1,31	0,68	1,73	0,89	1,20	0,47
	B6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,68	0,00	2,41	0,00	1,05	0,00
	C7	0,00	0,00	0,68	0,00	1,36	0,00	1,41	0,00	1,57	0,31	0,00	0,36	0,00	0,37	1,68	0,42
	D4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,58	0,00	0,68	0,00	0,79	0,00	0,00	0,89	0,63	0,68	0,84	0,52

Tab. XXXIX: Kumulative Wurzellängendichte in den Wurzelröhren (Bodentiefe 40-50 cm).

Pflanzenart	Röhre Nr.	Kumulative Wurzellängendichte (cm cm ⁻²) am				
		04.04.03	09.05.03	06.06.03	23.06.03	21.07.03
<i>Arrhenatherum elatius</i>	1	0,05	0,11	0,06	0,12	0,13
	2	0,49	0,69	1,22	0,86	0,93
	3	0,06	0,12	0,09	0,33	0,47
	4	0,00	0,00	0,09	0,18	0,37
	5	0,83	0,75	0,54	0,49	0,75
<i>Holcus lanatus</i>	1	0,20	0,32	1,45	1,91	1,77
	2	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.
	3	0,48	0,42	0,46	1,45	1,56
	4	0,57	1,12	0,97	1,90	1,99
	5	0,35	0,24	1,87	3,51	3,13
<i>Geranium pratense</i>	1	0,11	0,36	0,46	0,73	0,97
	2	0,09	0,35	0,94	1,01	1,74
	3	0,02	0,56	0,84	1,16	1,61
	4	0,17	0,28	0,30	0,45	0,68
	5	0,02	0,12	0,20	0,35	0,61
<i>Plantago lanceolata</i>	1	0,18	0,41	0,68	1,00	1,41
	2	0,49	0,38	0,89	1,29	1,84
	3	0,20	0,75	0,61	0,74	1,67
	4	0,28	0,90	1,26	1,49	1,80
	5	0,11	0,29	1,43	1,49	2,22
<i>Ranunculus acris</i>	1	0,84	0,94	2,01	2,82	2,62
	2	0,86	2,50	2,55	3,14	3,17
	3	0,69	1,02	1,20	1,31	2,92
	4	1,08	1,67	1,26	1,91	1,76
	5	0,64	0,97	2,05	2,27	2,37
<i>Taraxacum officinale</i>	1	0,27	0,42	0,66	1,01	1,06
	2	0,64	0,64	0,60	1,01	1,07
	3	0,51	0,31	0,23	0,53	0,54
	4	0,30	0,53	0,60	0,78	0,86
	5	0,32	0,51	0,47	0,61	0,82

n. b. = nicht bestimmt

Methodischer Vorversuch zum Abschätzen des Verlusts von Wurzeln beim Auswaschen

Wurzeln wurden zunächst in einem 500 µm-Sieb ausgewaschen; die Waschlösung wurde in einem Eimer aufgefangen, durch ein 200 µm-Sieb gegossen und die verbliebenen Wurzeln gewogen; die Waschlösung aus dem 200 µm-Sieb wurde wieder in einem Eimer aufgefangen und schließlich ein 63 µm-Sieb gegossen und die übrig gebliebenen Wurzeln gewogen.

Tab. XLI: Frischgewicht (FG) von Wurzeln nach Auswaschen von Bodenproben durch ein 500 µm-Sieb, ein 200 µm-Sieb und ein 63 µm-Sieb.

FG (µg) in 500 µm-Sieb	% Gesamtmasse	FG (µg) in 200 µm-Sieb	% Gesamtmasse	FG (µg) in 63 µm-Sieb	% Gesamtmasse
143	97,7	2,8	1,9	0,6	0,4
66	97,3	1,5	2,2	0,3	0,4
53	94,5	2,7	4,8	0,4	0,7
78	97,6	1,4	1,8	0,5	0,6
218	98,3	3,3	1,5	0,5	0,2
Durchschnitt	97,1±1,5		2,4±1,4		0,5±0,2

Bodenanalysen

Tab. XLI: Gehalte an Phosphor (P_{CAL}) und $CaCl_2$ -extrahierbarem Nitrat im Boden der Lysimeterbestände; bei Nitrat wurden jeweils Doppelproben analysiert.

Variante	Plot	Phosphorgehalt (mg P_2O_5 (100 g) ⁻¹)		Nitratgehalt (mg (100 g) ⁻¹)	
		0-10 cm Tiefe	10-25 cm Tiefe	Februar 2004	April 2004
V1	A2	13,10	11,10	0,55	0,34
				0,56	0,26
	B5	10,55	9,85	0,65	0,26
				0,65	0,20
	B7	10,65	9,99	0,51	0,34
				0,51	0,35
	C3	17,79	11,56	0,52	0,25
				0,54	0,25
	D5	12,85	8,73	0,42	0,39
				0,40	0,39
V2	A5	11,00	12,86	0,64	0,57
				0,65	0,61
	B1	5,84	8,29	0,56	0,35
				0,55	0,35
	C2	9,66	10,22	0,76	0,31
				0,76	0,32
	C6	9,98	11,46	0,54	0,41
				0,47	0,40
	D3	15,62	12,77	0,53	0,60
				0,58	0,59
V3	A3	8,93	11,88	0,53	0,41
				0,51	0,39
	B2	9,76	9,87	0,43	0,39
				0,44	0,38
	C1	8,57	9,03	0,62	0,45
				0,62	0,42
	C5	11,91	10,76	0,53	0,38
				0,57	0,42
	D7	7,56	8,05	0,44	0,40
				0,43	0,47
V4	A7	7,86	9,63	0,49	0,61
				0,49	0,61
	B4	8,04	9,04	0,44	0,32
				0,44	0,27
	C4	8,89	10,79	0,73	0,19
				0,62	0,21
	D1	14,69	10,75	0,58	0,52
				0,57	0,51
	D6	10,03	9,46	0,51	0,44
				0,51	0,42
V5	A1	7,35	10,00	0,44	0,47
				0,44	0,54
	A4	13,73	12,30	0,23	0,68
				0,20	0,68
	B6	8,55	9,88	1,06	0,30
				1,11	0,43
	C7	8,33	8,65	0,50	0,39
				0,44	0,39
	D4	15,51	12,17	0,72	0,49
				0,73	0,48

Tab. XLII: Gehalte an Kohlenstoff und Stickstoff im Boden der Lysimeterbestände in den Bodentiefen 0-10, 10-25, 25-50 und 50-70 cm im Juni 2004 sowie im Ober- und Unterboden vor der Befüllung der Lysimeter.

Variante	Plot	Kohlenstoff (%)				Stickstoff (%)			
		0-10	10-25	25-50	50-70	0-10	10-25	25-50	50-70
V1	A2	0,90	0,75	0,27	0,18	0,072	0,062	0,026	0,032
	B5	0,90	0,71	0,30	0,27	0,073	0,063	0,032	0,039
	B7	0,91	0,69	0,29	0,23	0,081	0,061	0,029	0,028
	C3	0,89	0,77	0,24	0,23	0,078	0,071	0,026	0,030
	D5	0,81	0,75	0,27	0,18	0,072	0,066	0,028	0,022
V2	A5	0,78	0,75	0,22	0,20	0,078	0,063	0,022	0,024
	B1	0,86	0,74	0,23	0,17	0,050	0,075	0,024	0,023
	C2	0,83	0,77	0,27	0,18	0,074	0,070	0,027	0,029
	C6	0,93	0,71	0,25	0,21	0,078	0,062	0,027	0,026
	D3	0,87	0,73	0,23	0,21	0,075	0,063	0,024	0,027
V3	A3	0,84	0,73	0,20	0,17	0,068	0,060	0,019	0,027
	B2	0,95	0,72	0,35	0,28	0,076	0,068	0,031	0,030
	C1	1,05	0,76	0,21	0,21	0,060	0,063	0,023	0,028
	C5	0,91	0,80	0,25	0,19	0,075	0,071	0,026	0,025
	D7	0,89	0,80	0,24	0,24	0,051	0,069	0,028	0,027
V4	A7	0,88	0,73	0,24	0,17	0,068	0,064	0,022	0,020
	B4	0,79	0,69	0,32	0,28	0,065	0,060	0,034	0,030
	C4	0,93	0,81	0,24	0,21	0,079	0,071	0,024	0,026
	D1	1,03	0,82	0,29	0,20	0,063	0,071	0,026	0,025
	D6	0,94	0,81	0,30	0,18	0,077	0,070	0,028	0,020
V5	A1	1,09	0,73	0,22	0,20	0,063	0,059	0,025	0,035
	A4	0,91	0,67	0,30	0,20	0,085	0,054	0,026	0,024
	B6	0,88	0,75	0,42	0,20	0,072	0,065	0,042	0,037
	C7	1,00	0,77	0,35	0,29	0,061	0,063	0,033	0,033
	D4	0,96	0,74	0,19	0,20	0,078	0,063	0,020	0,024
0-Plot	A6	0,72	0,65	0,20	0,16	0,070	0,070	0,022	0,021
	B3	0,68	0,72	0,20	0,24	0,061	0,070	0,030	0,029
	D2	0,68	0,72	0,22	0,19	0,065	0,068	0,022	0,026
Oberboden	1	0,64		--		0,070		--	
	2	0,63		--		0,069		--	
	3	0,66		--		0,071		--	
	4	0,65		--		0,070		--	
Unterboden	1	--		0,23		--		0,024	
	2	--		0,17		--		0,020	
	3	--		0,18		--		0,023	
	4	--		0,17		--		0,024	

Erklärung

Die vorliegende Arbeit wurde von mir selbstständig verfasst und ich habe dabei keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel und Quellen benutzt.

Ferner habe ich nicht versucht, anderweitig mit oder ohne Erfolg eine Dissertation einzureichen oder mich der Doktorprüfung zu unterziehen.

Bayreuth, den 29. Juni 2005

Andreas Reuter